

Noch mehr Risspilze (5): Elf neue Arten der Familie Inocybaceae und Epitypifizierung von *Pseudosperma rimosum*

DITTE BANDINI¹, BERND OERTEL², URSULA EBERHARDT³

Online publiziert am 09.04.2024

BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2024) – Even more fibre-caps (5): Eleven new species of the family Inocybaceae and epitypification of *Pseudosperma rimosum*. *Mycologia Bavarica* 24: 1-52.

Keywords: Agaricales, Inocybaceae, *Inocybe*, *Pseudosperma*, Taxonomy, ITS

Summary: We here present eleven new species of the family Inocybaceae: three species of the genus *Pseudosperma*, *P. merlinii*, *P. pacis* and *P. pollucis*, as well as eight species of the genus *Inocybe*: *I. amicitiae*, *I. cuculi*, *I. donata*, *I. eviana*, *I. jovis*, *I. naekkii*, *I. otsoi* and *I. savioi*. All of these are smooth-spored species. Furthermore, we give a portrait of *P. himalayense* and lecto- and epitypify *P. rimosum*. All species are described in detail; macro- and microphotographs as well as micro-drawings are presented. The species are compared to 66 types of molecularly (ITS) or morphologically similar ones. Sequences (ITS and in all but one species also LSU) of the holotypes of the new species are available in GenBank. The infrageneric placement of the new species is discussed. Detailed descriptions of the new species in English are available in Mycobank.

Zusammenfassung: Elf neue Arten der Familie *Inocybaceae* werden vorgestellt: drei Arten der Gattung *Pseudosperma*, *P. merlinii*, *P. pacis* und *P. pollucis*, sowie acht Arten der Gattung *Inocybe*, *I. amicitiae*, *I. cuculi*, *I. donata*, *I. eviana*, *I. jovis*, *I. naekkii*, *I. otsoi* und *I. savioi*. Es handelt sich durchweg um glattsporige Arten. Weiterhin geben wir ein Porträt von *P. himalayense* und lecto- und epitypifizieren *P. rimosum*. Alle Arten werden detailliert beschrieben, Makro- und Mikrofotos sowie mikroskopische Zeichnungen sind beigegeben. Die Arten werden mit 66 Typen morphologisch oder molekular (ITS) ähnlicher Spezies verglichen. Die Holotypsequenzen (ITS und bei allen bis auf eine Art auch LSU) der neu beschriebenen Arten sind in GenBank abzurufen. Ihre infragenerische Klassifikation wird diskutiert. In Mycobank sind detaillierte Beschreibungen der Arten auf Englisch eingestellt.

Einleitung

Im fünften Beitrag unserer Reihe “Noch mehr Risspilze” (vgl. BANDINI et al. 2020a, 2021a, 2022c, 2023a) beschreiben wir Arten aus wiederum zwei der sieben Gattungen der Familie der Inocybaceae Jülich (vgl. MATHENY et al. 2020): *Pseudosperma* Matheny & Esteve-Rav. (abgekürzt *P.*) und *Inocybe* (Fr.) Fr. (abgekürzt *I.*). Die Gattung *Pseudosperma* ist zumindest in Europa – und nach jetzigem Stand der Untersuchungen auch weltweit (siehe MATHENY et al. 2020) – deutlich weniger artenreich als die Gattung *Inocybe*. Sie lässt sich u.a. durch dünnwandige Cheilozystiden, fehlende Pleurozystiden und Sporen mit zumeist stumpfem Apex von den meisten Arten der Gattung *Inocybe* unterscheiden, die in der Regel dickwandige Zystiden sowie Pleurozystiden besitzen und deren Sporen mehrheitlich eher einen spitzeren Apex aufweisen (vgl. auch die Gattungsdefinitionen bei MATHENY et al. 2020).

Auch wenn von MATHENY et al. (2020) die amerikanische Art *P. sororium* (Kauffman) Matheny &

Esteve-Rav. zur Typusart der Gattung *Pseudosperma* ernannt wurde, galt in Europa *P. rimosum* (Bull.) Matheny & Esteve-Rav. als die “Leitart” der zur Art gehörigen Gruppe, weshalb auch eine Untersektion (*Rimosinae* (Fr.) Bon) nach ihr benannt wurde (BON 1997a). Allerdings ist es so, dass es für *P. rimosum* zwar mögliche Lectotypen in Form von Abbildungen gibt, aber kein als Typ geeignetes Originalmaterial – was uns durch die Kuratoren der Herbarien in Edinburgh, Kopenhagen, Leiden, Stockholm und Uppsala bestätigt wurde (Emails an D.B., Januar/Februar 2023) – und Sequenzen unterschiedlicher Arten in den Datenbanken als “*I. rimosus*”/“*P. rimosum*” bezeichnet werden. Eine Epitypifizierung von *P. rimosum* mit biologischem Material schien uns mithin dringend nötig, um neue Arten im Umfeld von *P. rimosum* beschreiben zu können. Wir haben uns dabei, wie auch schon in BANDINI et al. (2023a) für die Art entschieden, die am besten zur bildlichen Darstellung der Art bei Bulliard (die unten entsprechend als Lectotyp ausgewählt wird) passt und zudem der Spezies entspricht, die viele Inocybologen in den

Datenbanken als *P. rimosum* bezeichnet haben (s.u.). Eine Nachbarart ist *P. himalayense* (Razaq, Khalid & Kobayashi) Matheny & Esteve-Rav., eine vor kurzem aus Pakistan beschriebene Art (Liu et al. 2018), die allerdings auch in Mitteleuropa sehr häufig ist, bislang aber nicht als eine neue Art erkannt, sondern u.a. für *P. rimosum* gehalten wurde, weswegen sie auch in den Datenbanken teilweise entsprechend bezeichnet wird (vgl. GenBank MT451925, DQ071697.2). *Pseudosperma himalayense* ist eine vor allem in bergigen Gegenden zumindest von Deutschland und Österreich sehr häufige Art. Daher ist es uns ein Anliegen, im Folgenden die Unterschiede zwischen den beiden Arten anhand ausführlicher Beschreibungen und Abbildungen aufzuzeigen.

Dass es insgesamt – vermutlich deutlich – mehr Arten der Gattung *Pseudosperma* gibt als zuvor angenommen, lassen die zahlreichen Neubeschreibungen allein aus den letzten drei Jahren u.a. aus Europa (BANDINI & OERTEL 2020; CERVINI et al. 2020; BANDINI et al. 2021a, 2022c; CAGNOLI & CERVINI 2022; BANDINI et al. 2023a; CERVINI 2023; MASSIMO et al. 2024), Pakistan (u.a. JABEEN et al. 2020; SABA et al. 2020; JABEEN et al. 2021; NASEER et al. 2023) oder China (u.a. YAN et al. 2022; ZHAO et al. 2022) vermuten. Wir selbst beschreiben in diesem Artikel drei weitere neue Arten.

Die hier getroffene Auswahl umfasst Arten, bei denen wir, ausgehend von unserem heutigen Wissen, ausschließen können, dass sie bereits beschrieben worden sind. Wir verzichten auch in diesem Beitrag auf phylogenetische Analysen. Die Sequenzen der neu beschriebenen Arten wurden in GenBank hochgeladen, wodurch sich unsere Aussagen zu ITS-Unterschieden zu anderen Arten überprüfen lassen. Die ITS der hier neu beschriebenen Arten gleicht der ITS (soweit bekannt) bestehender Taxa höchstens zu 96 %, in den übrigen Fällen ist der Sequenzunterschied zu der Art mit der jeweils ähnlichsten ITS größer, zumeist sogar weit größer. Zudem unterscheiden sich die neuen Arten morphologisch von bestehenden Spezies.

Angesichts der großen Anzahl an neuen Arten, die wir und andere in den letzten Jahren beschrieben haben, ist uns natürlich bewusst, dass ein aktueller Schlüssel zu den Inocybaceae dringend benötigt wird, und oft werden wir gefragt, warum wir denn also unseren Artikeln keine Schlüssel beigeben oder nicht wenigstens einen provisorischen Schlüssel erstellen.

Eigentlich ist die Antwort darauf recht einfach: D. Bandini arbeitet an einem Buch über die Inocyben im weiteren Sinne, dem auch ein Schlüssel beigefügt werden soll. Erst wenn *sämtliche* Arten, die in Buch und Schlüssel vorkommen sollen, im Detail beschrieben sind und keine weiteren Arten aufgenommen

werden, und wenn die Durchsicht aller im Herbar D.B. befindlicher Exsikkate abgeschlossen ist, kann man (das heißt D.B.) darangehen, einen Gesamtschlüssel anzufertigen, der die wesentlichen Merkmale der einzelnen Arten berücksichtigt und gegeneinander abgrenzt. Dabei werden, so vorhanden, von jeweils drei Kollektionen Sporen (jeweils 40), Hymenialzystiden (jeweils 15), Basidien und Caulozystiden gemessen, wozu die Messungen sämtlicher untersuchter Typusbelege kommen und natürlich viele weitere Messungen der mehr als 9000 Kollektionen, die das Herbarium von D.B. inzwischen enthält. Es handelt sich also um weit über 100.000 einzelne Messungen. Es lässt sich leicht überschlagen oder zumindest erahnen, welches Ausmaß an Zeit allein diese Arbeit erfordert. Hinzu kommt u.a. die Arbeit an den makroskopischen Beschreibungen, das Anfertigen von Mikrotafeln für jede Art sowie für die Typusbelege, die Ausführungen zu den Vergleichsarten sowie das Erstellen der Farbtafeln und Literaturrecherchen, was alles zu dem Gesamtbild einer jeden Art und damit auch für den Schlüssel unverzichtbare Voraussetzung ist. Alle diese Arbeiten werden außerdem nicht etwa im Rahmen eines mehrjährigen bezahlten Projektes von mehreren dafür angestellten Mykologen durchgeführt, sondern von einer einzelnen Hobbymykologin, die zudem bis letztes Jahr (in einer völlig anderen "Branche") berufstätig war.

Aus den genannten Gründen versteht sich eigentlich von selbst, dass man mit einem *provisorischen* Schlüssel für etwa 600 Arten – den man also anfertigen würde, bevor sämtliche für das Buch vorgesehenen Beschreibungen im Detail vorliegen – das Pferd von hinten aufzäumen würde. Das anschließende Überarbeiten eines solchen Schlüssels würde eine enorme Arbeitsbelastung und damit einhergehende erhebliche Verzögerung der Buchpublikation nach sich ziehen.

Ebenso wenig opportun ist ein Schlüssel für jeden Artikel mit mehreren Arten, der nur die im Artikel enthaltenen Arten berücksichtigt – insbesondere, wenn diese Arten zu ganz unterschiedlichen Gruppen gehören, oder wenn nur einige wenige Arten einer an sich größeren Gruppe beschrieben sind (so etwa in MUÑOZ et al. 2022). Denn es würden natürlich andere Arten der jeweiligen Gruppe(n) fehlen. Ein solcher Schlüssel wäre/ist also wenig hilfreich, bzw. sogar irreführend.

Nun könnte man fragen, warum wir denn dann nicht Gruppe für Gruppe mit einem Schlüssel publizieren, wie das in anderen Gattungen und auch bei den Inocybaceae oft gehandhabt wird.

Bei inzwischen gut aufgearbeiteten Gattungen ist das sicher sinnvoll. Bei den Inocybaceae jedoch ist

dies derzeit nicht der Fall. Beispielsweise haben wir in der vorletzten *Mycologia Bavarica* (BANDINI et al. 2022c) mehrere Arten der *I. geophylla*-Gruppe vorgestellt. Noch während des Schreibens am Artikel wurde *I. nivea* E. Larss. publiziert (CROUS et al. 2021), von der D.B. auch einige, bis dahin noch namenlose, Kollektionen besitzt. Diese Art konnte also noch für Vergleichszwecke eingearbeitet werden. Ein Jahr später wurde dann *I. udicola* E. Larss. & Vauras veröffentlicht, die ebenfalls zur *I. geophylla*-Gruppe gehört (TAN et al. 2022). Außerdem nehmen wir an, dass zwei Kollektionen in unserer Sammlung Vertreter bislang unbeschriebener Arten sind, die wir hoffen, beschreiben zu können, wenn wir zusätzliches Material finden oder im bereits vorhandenen Bestand identifizieren, und zwei weitere Arten werden gerade von einem anderen Mykologen beschrieben. Ein Schlüssel für die *I. geophylla*-Arten des *Mycologia-Bavarica*-Artikels wäre also in jedem Fall verfrüht gewesen und hätte für das Buch überarbeitet werden müssen. Und ebenso verhält es sich für jede einzelne weitere Gruppe, und zwar auch für solche, die bereits mit einem Schlüssel publiziert wurden (vgl. u.a. MATHENY & SWENIE 2018; MATHENY et al. 2022).

Ein weiterer Grund, warum wir jeweils sehr unterschiedliche Arten sukzessiv publizieren, ist die Tatsache, dass in zunehmend mehr Ländern Inocyben in großem Stil sequenziert werden. Bei vielen Arten stand in den noch unpublizierten Ergebnislisten, von denen wir oft Kenntnis erhalten, „*Inocybe spec.*“. Da wir in vielen Fällen diese unbenannten Arten von eigenen Kollektionen her kennen, fühlen wir uns dafür verantwortlich, diese Arten mit Gesicht und Namen zu versehen, um sie dadurch ansprechbar zu machen. Allerdings sind nicht immer sofort mindestens zwei gut dokumentierte Kollektionen für jede neu zu beschreibende Art verfügbar, die für eine Beschreibung notwendig sind.

Wir bitten also aus den genannten Gründen um Nachsicht und Geduld. Die Aufarbeitung einer Gattung, bzw. in diesem Fall mehrerer Gattungen, ist einem kompletten Neubau vergleichbar und erfordert daher das entsprechende Ausmaß an Aufwand und Zeit.

Material und Methoden

Alle Artbeschreibungen basieren auf der Untersuchung frischer, zumeist eigener Kollektionen. Auch von den allermeisten der zum Vergleich herangezogenen Arten wurden mehrere eigene Kollektionen untersucht. Von jeder der neu beschriebenen Arten wurde die ITS und auch stets ein Teil der LSU des Typus amplifiziert, sequenziert und in GenBank hochgeladen.

Untersuchte Kollektionen der neu beschriebenen Arten sind bei den jeweiligen Artbeschreibungen gelistet. Kollektionen aus dem persönlichen Herbar von D. Bandini tragen das Kürzel DB (bzw. D.B.). Weitere Kürzel privater Herbare sind: MD (M. Dondl), EL (E. Larsson) und JV (Jukka Vauras). Mit einer einzigen Ausnahme (*I. cuculi*) wurden die Holotypen im Herbar des Staatlichen Museums für Naturkunde (STU) hinterlegt. Überwiegend handelt es sich bei dem untersuchten Material um Aufsammlungen von D. Bandini. Typen, die zu Vergleichszwecken studiert wurden oder deren Sequenzen bereits in GenBank vorhanden sind, sind in Tabelle 1 zusammengefasst.

Die Urheber von Makrofotos, die *nicht* von D. Bandini stammen, sind in der Bildlegende angegeben. Sämtliche Mikrofotos sowie die Mikrozeichnungen stammen von D. Bandini. Es wurden, falls vorhanden und nicht anders angegeben, von jeweils mindestens drei Kollektionen einer Art jeweils 40 Sporen und 15 Pleurozysten – bzw. bei *Pseudosperma* 15 Cheilozysten – gemessen. Zu weiteren Angaben hierzu, ebenso wie zu Messmethoden, siehe BANDINI et al. (2017).

Bei den Listen der untersuchten Kollektionen wurden Länder (Staaten) und ggf. Bundesländer in alphabetischer Reihenfolge und die Funde selbst in chronologischer Reihenfolge angeordnet. Bei der zu den Vergleichsarten genannten Literatur haben wir uns im Wesentlichen auf die Erstbeschreibungen sowie v.a. auf die Standardwerke STANGL (1989), KUYPER (1986) usw. konzentriert, sofern sie unserer Ansicht nach auch wirklich die entsprechende Art beschreiben.

Da wir von fast allen unten erwähnten Vergleichsarten zudem eigene Aufsammlungen haben, deren Bestimmung durch DNA-Analysen abgesichert ist, basieren die angeführten Unterscheidungsmerkmale in den allermeisten Fällen im Wesentlichen auf eigenen morphologischen Untersuchungen. Die Anzahl der jeweils herangezogenen Vergleichsarten wurde in der Regel auf maximal zehn begrenzt.

Die im folgenden beschriebenen Arten wurden nach Gattungen geordnet: Zuerst *Pseudosperma*, dann *Inocybe*. Innerhalb der Gattungen wurde alphabetisch gelistet.

Die molekularen Arbeiten an den hier vorgestellten Arten wurden durch U. Eberhardt nach EBERHARDT et al. (2016) durchgeführt. Die Sequenzierungen (aus beiden Richtungen, ITS und das 5'-Ende der LSU der ribosomalen Gene des Zellkerns) wurden bei LGC Genomics (Berlin) vorgenommen. Sequenzen, die D. Bandini, B. Oertel oder J. Vauras beigesteuert haben, wurden durch P. Alvarado (ALVALAB) hergestellt. Die Editierung der Rohdaten erfolgte in Sequencher (Version 4.9, Gene Codes Corporation, Ann Arbor, Michigan, USA). Sequenznummern gefolgt von „BOLD“ wurden in der

Datenbank des Barcode of Life Data System (<https://www.boldsystems.org/>, RATNASINGHAM & HEBERT 2007) vor dem Erscheinen dieses Artikels publiziert. Die Holotypus-Sequenzen von *I. cuculi* und *I. savioi* befanden sich schon seit längerem in öffentlichen Datenbanken (UNITE bzw. BOLD). Und die Holotypus-Sequenzen von *I. amicitiae* und *I. eviana* wurden durch P. Alvarado (ALVALAB) hergestellt.

Die vergleichende Auswertung der Sequenzen wurde von B. Oertel mit Hilfe von BLAST-Suchen (ALTSCHUL et al. 1990) vorgenommen. Als Referenz diente eine Datei (unveröffentlicht), die für jede sequenzierte und von uns akzeptierte Art mindestens eine ITS-Sequenz enthält. In weiteren BLAST-Suchen in GenBank und UNITE (NILSSON et al. 2018), zusammengefasst als INS-(Internationale Nukleotidsequenz-)Datenbanken, wurden die Sequenzen der neu beschriebenen Arten mit allen dort veröffentlichten Daten (Stand Dezember 2023) verglichen, um das Ergebnis der ersten Suche zu verifizieren und weitere Daten zur wahrscheinlichen Verbreitung der Art zu gewinnen. Es wurden jeweils die Standardeinstellungen für die BLAST-Suche verwendet.

Die Prozentangaben (gerundet) entsprechen den BLAST-Ergebnissen.

In den Beschreibungen werden folgende Abkürzungen verwendet: Mu = Munsell (MUNSELL 2009), SD = Standardabweichung, und bei den Tafellegenden: Ca = Caulozystiden, Cpa = Cauloparazystiden, Ch = Cheilozystiden, Pa = Parazystiden, Pl = Pleurozystiden, Sp = Sporen; Maßstab für Makrofotos = 1 cm, Maßstab für Sporen = 10 µm, Maßstab für Zystiden = 50 µm.

Ergebnisse

Die Ergebnisse dieser Arbeit sind im taxonomischen Teil des Artikels dargestellt. Die neu beschriebenen Arten unterscheiden sich morphologisch-anatomisch von allen bekannten Arten. Basierend auf allen von uns erhobenen oder in internationalen Datenbanken vorhandenen Daten, unterscheiden sich die neuen Arten auch in Ihrer ITS von bestehenden Arten. Die Sequenzen zu diesem Artikel wurden mit den Akzessionsnummern MZ700331, OQ324790, OQ324791, OQ324796, PP235790, PP235791, PP274000-PP274028 und PP296688 veröffentlicht.

Tabelle 1: Typus- oder authentisches Material, das für Vergleiche herangezogen wurde. Bei veröffentlichten Sequenzen wurden die GenBank-Akzessionsnummern angegeben. Abkürzungen: aM = authentisches Material, Et = Epitypus, Ht = Holotypus, Ipt = Isoparatypus, It = Isotypus, Lt = Lectotypus. ! = Kollektionsnummern gefolgt von einem Ausrufezeichen kennzeichnen Material, das wir untersuchen konnten. Die Herbariumabkürzungen folgen dem Index Herbariorum (HOLMGREN et al. 1990).

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
<i>Inocybe aerea</i> E. Ludw.	Ht	M	M-0216717 !	–	–
<i>Inocybe alberichiana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901514 !	MW845855	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe alboperonata</i> Kühner	Ht	G	G00126461 !	–	–
<i>Inocybe albovelutipes</i> Stangl	Ht	M	M-0138783 !	–	–
<i>Inocybe amoenolens</i> Kühner	Ht	G	G00126462 !	–	–
<i>Inocybe astraiana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901240 !	MN512321	BANDINI et al. 2020a
<i>Inocybe bivela</i> Kühner	Ht	G	G00053566 !	–	–
<i>Inocybe carneicaulis</i> E. Ludw.	Ht		M-0216688 !	–	–
<i>Inocybe castorina</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901250 !	MN512319	BANDINI et al. 2020a
<i>Inocybe clandestina</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901267 !	MW845865	BANDINI et al. 2021b

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
<i>Inocybe comis</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901599 !	OK057190	BANDINI et al. 2022b
<i>Inocybe coriacea</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901683 !	ON003439	BANDINI et al. 2022c
<i>Inocybe costinitii</i> Bizio, Ferisin & Dovana	Ht	MCVE	MCVE 28974 !	KX686581	BIZIO et al. 2016
<i>Inocybe derbschii</i> Schwöbel & Stangl	Ht	KR	KR-M-0005011 !	MG012466	BANDINI et al. 2019
<i>Inocybe devina</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901659 !	ON003423	BANDINI et al. 2022c
<i>Inocybe filiana</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901602 !	OK057192	BANDINI et al. 2019
<i>Inocybe frigidula</i> J. Favre	Lt	G	G00126387 !	–	–
<i>Inocybe furfurea</i> Kühner	Lt	G	G G00053152 !	MG012472	BANDINI et al. 2019
<i>Inocybe galactica</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901613 !	OK057196	BANDINI et al. 2022b
<i>Inocybe ghibliana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901256 !	MW845878	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe grusiana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901262 !	MW845884	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe hamadryadis</i> Rodr.-Campo, Bandini & Olariaga	Ht	MA	MA-Fungi 98476 !	OP480841	RODRÍGUEZ-CAMPO et al. 2023
<i>Inocybe heterocystis</i> Kühner	Ht	G	G00110856 !	–	–
<i>Inocybe immaculipes</i> Kühner	Ht	G	G00052205 !	–	–
<i>Inocybe involuta</i> Kuyper	Ht	L	L-0017086 !	MN319696	BANDINI et al. 2020a
<i>Inocybe jucunda</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901246 !	MW578524	BANDINI et al. 2021a
<i>Inocybe laurina</i> Bandini, B. Oertel & C. Hahn	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901247 !	MN512325	BANDINI et al. 2020a
<i>Inocybe maculipes</i> J. Favre	Lt	G	G00126148 !	–	–
<i>Inocybe melanopus</i> D.E. Stuntz	lpt	TUR-A	TUR-A 182721 !	HQ201359 (Holotypus, LSU)	MATHENY & WOLFENBARGER, direkte Einlieferung

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
<i>Inocybe nemorosa</i> (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz	aM	ACAD	ACAD 19518/ DG1887 <i>I. nemorosa</i> det. D.E. Stuntz	MH586780 (ITS1)/ MH586817 (ITS2)	MATHENY & HOBBS 2018
<i>Inocybe nitidiuscula</i> (Britzelm.) Lapl.	Et	M	M-0229745	KM873364	MARCHETTI et al. 2014
<i>Inocybe obscuroidia</i> (J. Favre) Grund & D.E. Stuntz	Ht	G	G00126141 ! (als <i>I. furfurea</i> var. <i>obscuroidia</i>)	–	–
<i>Inocybe oetziiana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901526 !	MW845897	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe parvipileus</i> E. Ludw.	Ht	M	M-0216744 !	–	–
<i>Inocybe plurabellae</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901260 !	MW845901	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe pseudodestructa</i> Stangl & J. Veselský	Ht	PRM	PRM-716231 !	MG012468	EBERHARDT U (direkte Einlieferung)
<i>Inocybe pseudoflocculosa</i> Kühner	Ht	G	G00126475 !	–	–
<i>Inocybe pseudofuscidula</i> E. Ludw.	Ht	M	M-0216697 !	–	–
<i>Inocybe pseudorubens</i> Carteret & Reumaux	It	Priv. Herb. X. Carteret	XC2000-103 !	MW845952	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe rimosobispora</i> Bizio, Esteve-Rav. & Contu	Ht	MCVE	MCVE 21342 !	–	–
<i>Inocybe rivierana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901249 !	MW845910	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe rufobrunnea</i> J. Favre	Ht	G	G00126153 !	–	–
<i>Inocybe rufolutea</i> J. Favre	Ht	G	G00126154 !	–	–
<i>Inocybe scolopacis</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901527 !	MW845913	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe semifulva</i> Grund & D.E. Stuntz	It	WTU	WTU-ACAD11651/ F 043791	HQ222006	MATHENY & WOLFENBARGER, direkte Einlieferung
<i>Inocybe subnudipes</i> Kühner	Lt	G	G-00262332 !	–	–
<i>Inocybe tenebricoides</i> Kühner	Ht	G	G00118703 !	–	–

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
<i>Inocybe tenuicystidiata</i> E. Horak & Stangl	Ht	M	M-0281792 !	MW856454 (ITS1)/ MW856453 (ITS2)	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe thrudiae</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901771 !	OQ324784	BANDINI et al. 2023a
<i>Inocybe tigrina</i> R. Heim	Et	STU	SMNS-STU-F-0901532 !	MW845933	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe ukkoi</i> Bandini, B. Oertel & Vauras	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901778 !	OQ324792	BANDINI et al. 2023a
<i>Inocybe virgatula</i> Kühner	Lt	G	G00058741 !	MW845923	BANDINI et al. 2021b
<i>Inocybe zethi</i> Bandini & Arnolds	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901456 !	ON003440	BANDINI et al. 2022c
<i>Pseudosperma amoris</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901462 !	MW010038	BANDINI & OERTEL 2020
<i>Pseudosperma arenicola</i> (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.	Et	L	L-3988126 !	ON033865	BANDINI et al. 2022c
<i>Pseudosperma aureocitrinum</i> (Esteve- Rav.) Matheny & Esteve- Rav.	lt	STU	SMNS-STU- F-0001809 !	MW010047	BANDINI & OERTEL 2020
<i>Pseudosperma dulcamaroides</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	G	G00118394 !	–	–
<i>Pseudosperma emberizanum</i> Bandini, Weholt & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901461 !	MW647630	BANDINI et al. 2021a
<i>Pseudosperma fascinosum</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901666 !	ON003426	BANDINI et al. 2022c
<i>Pseudosperma flavellum</i> (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	H	H6050800 !	–	–
<i>Pseudosperma himalayense</i> (Razaq, Khalid & Kobayashi) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	LAH	LAH 230810	MH745138	LIU et al. 2018
<i>Pseudosperma hygrophorus</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.	Lt	G	G00126467 !	–	–

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
<i>Pseudosperma mediterraneum</i> (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	L	L-0054120 !	MZ700321	BANDINI et al. 2022c
<i>Pseudosperma melliolens</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	G	G00110921	MN901255	LARSSON E (direkte Einlieferung)
<i>Pseudosperma microfastigiatum</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	G	G00110922 !	–	–
<i>Pseudosperma minervae</i> Bandini & G. Bandini	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901772 !	OQ324785	BANDINI et al. 2023a
<i>Pseudosperma musilii</i> Bandini, B. Oertel & Schmidt-Stohn	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901765 !	OQ355040	BANDINI et al. 2023a
<i>Pseudosperma obsoletum</i> (Quadr.) Valade	Lt	L	L0054128 !	MZ700331	hier
<i>Pseudosperma permelliolens</i> (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.	It	XC	XC2000-20	ON129680	BELLANGER J-M (direkte Einlieferung)
<i>Pseudosperma rimosum</i> (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.	Et	STU	SMNS-STU-F-0901777 !	OQ324790, OQ324791	hier
<i>Pseudosperma solare</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901563 !	MW647627	BANDINI et al. 2021a
<i>Pseudosperma umbrinellum</i> (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	S	F14488	HM209796	LARSSON E & VAURAS J (direkte Einlieferung)
<i>Pseudosperma ushae</i> Bandini & G. Bandini	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901677 !	ON003433	BANDINI et al. 2022c

Taxonomie

Pseudosperma himalayense (Razaq, Khalid & Kobayashi) Matheny & Esteve-Rav. in Liu et al., *Sydowia* 70: 238 (2018)

Abb. 1

Holotyp-Sequenz: GenBank MH745138

Beschreibung

Hut 20–60 mm breit, anfangs eichelförmig bis konisch, später subkonisch, meist mit prominentem, spitzem Buckel, zuweilen aber auch ohne Buckel, Rand zunächst eingebogen bis nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit einer mehr oder weniger dicken Lage einer weißlichen Velipellis bedeckt, die oft rasch verschwindet, manchmal aber auch noch später, insbesondere in der Hutmitte, sichtbar bleibt; Farbe im allgemeinen (blass) strohfarben, gelblich bis gelb, gelblich-ockerlich bis ockerlich (Mu 10YR 7/6–7/8, 5/6–5/8; 7.5YR 7/4–7/6), in der Mitte zuweilen etwas dunkler und/oder mit olivlichem oder blass orange-bräunlichem Hauch oder blassbraunen auf gelblichen Fasern und sehr selten beinahe bräunlich; Oberfläche anfangs glänzend glatt, später zum Rand hin rimulos oder eingewachsen faserig, mit dünnen, in der Regel leicht divergierenden Fasern; junge Fruchtkörper mit Resten einer feinen oft fein gezähnelten weißlichen Cortina. **Lamel-len** gedrängt stehend (ca. 65–85), angeheftet bis schmal angewachsen, eben, anfangs weißlich, später gelblich bis gelb, zuweilen mit graulichem oder olivlichem Stich; Schneide eben bis gezähnt, weißlich. **Stiel** 30–100 (120) × 3–10 mm, gerade oder gebogen, zuweilen sich zur Basis hin verdickend, Basis oft beinahe knollig und bis zu 15 mm breit, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs schmutzig weißlich, später blassgelblich bis fleischfarben mit gelblicher Note; nur ganz oben bereift. **Fleisch** anfangs weißlich in Hut und Stiel, später oft wässrig gelblich im Hut, blassgelblich im Stiel. **Geruch** meist (sub)spermatisch oder unauffällig. **Farbe des Exsikkats** Hut gelblich-ockerlich bis ockerlich (Mu 10YR 5/6–5/8; 7.5YR 6/6–6/8), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 10,0–12,0–14,6 μm (SD 0,9 μm) × 6,1–7,1–8,5 μm (SD 0,5 μm); Q = 1,4–1,7–2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, (sub)zylindrisch oder (sub)elliptisch, oft mit wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex im Allgemeinen obtus, selten (sub)akut. **Basidien** 25–36 × 7–10 μm , im Allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 38–49–76 μm

(SD 9 μm) × 12–17–24 μm (SD 4 μm); Q = 1,7–3,0–4,1 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)clavat bis beinahe aufgebläht, ballonförmig, manchmal (sub)kopfig, selten kettig, dünnwandig und farblos. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4–8 μm breiten, mit gelblichem bis gelbem oder bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, segmentierte, hyphoide, farblose und dünnwandige Elemente, oft mit (sub)clavatem Endglied. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Wir haben *P. himalayense* stets mit *Picea* in montaner bis subalpiner Höhe, bzw. in der subborealen Zone gefunden. Die Art wächst oft an Wegrändern auf eher basischem Boden und ist, zumindest in Deutschland und Österreich, sehr häufig.

In GenBank finden sich von *P. himalayense* einige Fruchtkörper-Sequenzen: MH745138 (Holotypus-Sequenz von *P. himalayense*, in GenBank noch als *Inocybe spec.*, Pakistan), FJ904156 (als *P. cf. microfastigiatum*, Schweden), MH734760 (als *Inocybe spec.*, Pakistan), MH745140 (als *Inocybe spec.*, Pakistan), MT451925 (als *P. rimosum*, westliches China) und ON165957 (als *Pseudosperma spec.*, China). In UNITE finden sich noch drei weitere Fruchtkörper-Sequenzen: UDB025590 (als *Inocybe spec.*, Estland, bei *Helianthemum*, *Picea abies* und *Pinus sylvestris*), UDB07673568 (als *Inocybe rimoso*, Norwegen) und UDB0780799 (als *Inocybe spec.*, Pakistan). Zwei EcM-Sequenzen befinden sich in GenBank: LC204572 (China, an *Picea crassifolia*) und LC623492 (China). Von hundert Boden-Sequenzen sollen hier nur folgende Beispiele aufgezählt werden: UDB02147453 (Deutschland), UDB03812465 (Lettland), UDB02078248 (Estland), UDB01855281 (Norwegen) und UDB03698901 (Russland).

Untersuchte Kollektionen (Auswahl):

Deutschland, Bayern, Oberallgäu, Wertach, Jungholz, TK25 8428/2, 1020 m ü. NN, *Picea abies*, 11. Aug. 2020, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901826; DB11-8-20-7). – Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/3, 900 m ü. NN, *Picea abies*, 10. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB10-8-14-7). – Bayern, Berchtesgadener Land, Berchtesgaden, TK25 8344/3, ca. 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-8-14-8). – Bayern, Ostallgäu, Seeg, TK25 8329/2, 800 m ü. NN, *Picea abies*, 29. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB29-9-15-13). – Bayern, Bad Tölz-Wolfratshausen,

Schlehdorf, TK25 8333/4, ca. 700 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 10. Sep. 2016, leg. D. Bandini & J. Christan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB10-9-16-1). – Bayern, Ostallgäu, Schwangau, oberer Parkplatz Adlerhorst/Drehhütte, TK25 8430/2, 810 m ü. NN, *Picea abies*, *Fraxinus excelsior*, *Fagus sylvatica*, 13. Okt. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-10-16-1). – Bayern, Ostallgäu, Halblech, Kenzenköpfel, Kenzenhütte, TK25 8431/1, 1470 m ü. NN, *Picea abies*, 15. Jul. 2017, leg. D. Bandini, M. Dondl, B. Oertel, J. Christan & A. Hussong (DB15-7-17-4). – Bayern, Ostallgäu, Halblech, Birnbaumer Filz, TK25 8331/3, 803 m ü. NN, *Picea abies*, *Alnus* sp., 22. Jul. 2022, leg. D. Bandini, J. Christan & M. Dondl; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901827; DB22-7-22-2; GenBank Akz. Nr. PP274008). – **Finnland**, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka National Park, Ampumavaara, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, 22. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-15-23). – **Österreich**, Salzburg, Tamsweg, ÖK25V 3230-Ost, 1460 m ü. NN, *Picea abies*, 16. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901828; DB16-9-20-2; GenBank Akz. Nr. PP274007). – Salzburg, Zederhaus, Riedingtal, ÖK25V 3229-Ost, 1500 m ü. NN, *Picea abies*, 18. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (DB18-9-20-8). – Tirol, Imst, Silz, Kühtai, ÖK25V 2221-Ost, ca. 1600 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Aug. 2012, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-8-12-8). – Tirol, Reutte, Höfen, ÖK25V 2215-West, 895 m ü. NN, *Picea abies*, 23. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB23-9-15-2). – Tirol, Reutte, Nesselwängle, ÖK25V 2214-Ost, 1170 m ü. NN, *Picea abies*, 25. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB25-9-15-1). – Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, ÖK25V 2214-Ost, 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 25. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB25-9-15-10). – Ibidem, in einiger Entfernung, 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 25. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901782; DB25-9-15-18; GenBank Akz. Nr. OQ324796).

Wesentliche Charakteristika: ● gelb(lich)er bis ockerfarbener Hut; ● glatte bis mit feinen Fasern eingewachsen faserige Hutoberfläche; ● oft flüchtige weißliche Velipellis; ● große längliche Sporen, Sporengröße im Durchschnitt $12,0 \times 7,1 \mu\text{m}$; ● meist (sub)clavate bis aufgeblähte Cheilozystiden; ● segmentierte hyphoide Caulozystiden; ● Standort auf eher basischem Boden mit Nadelbäumen (*Picea*).

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *P. himalayense*:

- ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch klebrige Hutoberfläche, mit der Zeit ockerlich-grauliche Lamellen, im Durchschnitt längere Sporen, längere, meist längliche, schmale, (sub)zylindrische Cheilozystiden und Standort in niedrigerer Höhe auf sandigem Terrain oft bei *Pinus* – vgl. HEIM (1931), BON & VAN HALUWYN (1982), KUYPER (1986) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch weniger flüchtige Velipellis, kleinere Sporen, im Durchschnitt kleinere Cheilozystiden und Standort bei Laubbäumen – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS (2014) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma microfastigiatum*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch bräunliche bis braune Hutfarbe, im Durchschnitt kürzere Sporen, kürzere Hymenialzystiden und alpinen Standort – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Pseudosperma musilii*** Bandini, B. Oertel & Schmidt-Stohn: u.a. durch dunkler braune Hutfasern, stärker rimose Hutoberfläche, kleinere Sporen und kürzere Cheilozystiden oft mit papillenförmigem Apex – vgl. BANDINI et al. (2023a).
- ***Pseudosperma permelliolens*** (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichlichere und weniger flüchtige Velipellis, kleinere Sporen, längere Cheilozystiden und Standort in niedrigerer Höhe bei Laubbäumen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017), und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma pollucis*** Bandini, Trendel & B. Oertel: u.a. durch durch kleinere Fruchtkörper, nur wenige und flüchtige Velipellis, kleinere Sporen und kleinere Cheilozystiden – siehe unten.
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch meist mehr schmutzig strohige oder falbe Hutfarbe, breitere Hutfasern, im Durchschnitt kleinere Sporen, meist schmalere und (sub)zylindrische Cheilozystiden und Standort oft bei Laubbäumen, besonders bei *Quercus* – vgl. BULLIARD (1789) und siehe unten.
- ***Pseudosperma solare*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch leuchtendere, sonnig gelbe Hutfarbe, mit der Zeit graulich-bräunliche bis bräunliche Lamellen und im Durchschnitt kürzere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2021a).
- ***Pseudosperma spectrale*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch oft weißliche Hutfarbe, oft mehr oder weniger kopfige Cheilozystiden und Standort zumeist bei *Pinus* – vgl. BANDINI et al. (2022c).



Abb. 1 – *Pseudosperma himalayense*: a SMNS-STU-F-0901782; b DB15-7-17-4; c Cheilozystiden (DB22-8-15-23); d Mikrotafel (SMNS-STU-F-0901782); e Sporen (DB21-8-14-8).

DNA-Sequenz: Die Art, so wie sie hier umrissen wird, besitzt eine ungewöhnlich hohe intraspezifische ITS-Variabilität, die in Sequenzvergleichen mehr als 2 % Unterschiede ausmachen kann. Es gibt eine Anzahl von Indels (Insertionen-Deletionen), von denen eines nach bisherigen Ergebnissen mehrere 10 bp lang sein kann. Wegen der Zahl und Länge der Indels wäre es mit direkter Sanger-Sequenzierung bei gewissen Kombinationen von ITS-Varianten unmöglich nachzuweisen, dass sie tatsächlich in einem Fruchtkörper zusammen vorkommen. Daher kann die innerorganismische ITS-Variation nicht zur Stützung des hier gewählten Artkonzepts herangezogen werden. Die ITS-analytisch ähnlichste Art ist *P. spectrale* Bandini & Oertel, die eine Übereinstimmung von 94 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma arenicola*, *P. aureocitrinum*, *P. himalayense*, *P. musilii*, *P. polucis*, *P. solare* und *P. spectrale*.

Kommentar: Die Artbeschreibung wurde hier aufgenommen, um der Art in ihrer europäischen Ausprägung ein Gesicht zu geben. Das weite Artkonzept wurde gewählt, weil weder die Originalbeschreibung noch die ITS-Sequenzdaten deutliche Hinweise darauf geben, wo plausible engere Artgrenzen sein könnten. Wenn mehr Daten, auch Daten anderer Loci, verfügbar werden, kann sich das ändern. *Pseudosperma himalayense* wurde sicherlich bislang zumeist mit *P. rimosum* gleichgesetzt, bzw. verwechselt.

Pseudosperma merlinii Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 2**

Mycobank-Nummer: MB 852114

Etymologie: Nach Merlin, dem Zauberer aus der Artussage, der Form des Hutes wegen.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 375 m ü. NN, in feuchtem Quellbachgelände mit *Salix caprea*, *Picea abies*, 12. Okt. 2012, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901829; Isotyp DB12-10-12-3). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274016.

Diagnosis: *Pseudosperma merlinii* has an up to yellow-ochraceous pileus colour often with orange tinge, almost waxen smooth to subrimulose pileus surface, no velipellis, smooth spores measuring 9.3–12.0 µm (av. 10.3 µm) × 4.6–6.4 µm (av. 5.5 µm), mostly subcylindrical to narrowly subclavate cheilocystidia

measuring 25–83 µm (av. 45 µm) × 9–14 µm (av. 12 µm), and it grows on rather acidic soil with conifers and frondose trees. This combination of characters distinguishes *P. merlinii* from, e.g., *P. flavellum* or *P. hygrophorus*. ITS sequence data distinguish *P. merlinii* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 25–55 mm breit, anfangs fast eichelförmig bis konisch, später konisch-konvex, meist mit recht ausgeprägtem breitem bis fast papillenförmigem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen bis eben und meist stark wellig; keine Velipellis festgestellt; Farbe strohfarben, gelb bis gelb-ockerlich (Mu 7.5YR 7/6–7/8; 5YR 7/6), mit zunehmendem Alter oft mit mehr oder weniger orangeflichem Hauch besonders im Zentrum, zuweilen in und um die Mitte leicht gesprenkelt; Oberfläche im Allgemeinen fast wachsartig glatt, selten subrimulos mit sehr feinen Fasern; junge Fruchtkörper mit schwachen Resten einer Cortina. **Lamellen** eher eng stehend (ca. 50–70), angeheftet, eben bis höchstens wenig bauchig, anfangs weißlich, später graulich-weißlich oft mit gelblicher Note; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 35–75 × 2–7 mm, stämmig, gerade oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, cremefarben oder cremegelblich oder mit schwacher bräunlicher Note; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich oder wässrig im Hut, weißlich oder mit schwach gelblicher Note im Stiel. **Geruch** spermatisch bis leicht unbestimmt angenehm aromatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 5/4–5/8, 4/4–4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 9,3–10,3–12,0 µm (SD 0,5 µm) × 4,6–5,5–6,4 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,6–1,9–2,2 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)zylindrisch, (sub)amygdaloid, (sub)phaseoliform bis subelliptisch, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus mit kleinem undeutlichen Pseudoporus. **Basidien** 25–32 (34) × 7–11 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 13,5 µm. **Cheilozystiden** 25–45–83 µm (SD 10 µm) × 9–12–14 µm (SD 2 µm); Q = 2,4–3,9–5,9 (SD 0,8) (n = 45 von 3 Koll.), meist subzylindrisch bis schmal subclavat, oft beinahe kopfig und/oder zum Apex hin leicht gebogen, selten vermischt mit kürzeren kettigen (1–3) Elementen, dünnwandig, farblos. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4–15 µm breiten, mit gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen



Abb. 2 – *Pseudosperma merlinii*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901829); b DB15-8-14-14; c Cheilozytisten (SMNS-STU-F-0901829); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901829); e Sporen (DB15-8-14-14).

Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 35–70 × 8–15 µm, unförmige, oft gegabelte, dünnwandige und farblose Elemente, in der Regel mit welligen Wänden, vermischt mit subclavaten, dünnwandigen, farblosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Pseudosperma merlinii wurde von uns in Deutschland auf recht saurem, teilweise feuchtem Boden, stets mit Nadelbäumen gefunden. Die Metadaten zu einigen der INSD-Sequenzen, die vermutlich zu dieser Art gehören, legen nahe, dass die Art auch mit Laubbäumen assoziiert sein kann.

Fruchtkörper-ITS-Sequenzen sind bis jetzt nur von einer Aufsammlung aus Neuseeland bekannt (als *P. rimosum*, MN047340, GenBank) und möglicherweise von einem unidentifizierten *Pseudosperma* spec. aus Kanada (KX897416) bekannt. (Diese Sequenz unterscheidet sich deutlich (98,6 %) von der Sequenz des Holotyps von *P. merlinii* und könnte zu einer anderen (uns unbekannt) Art gehören. Andererseits ist der Unterschied auch noch im Rahmen der bei anderen *Pseudosperma*-Arten beobachteten innerartlichen Variation.) Darüber hinaus gibt es 9 Boden-ITS-Sequenzen aus Estland und Lettland, wie z.B. UDB01935963 und UDB03784738 bei UNITE. Bei mindestens einer der Bodensequenzen aus Lettland wird *Salix* als einziger Begleitbaum erwähnt.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 380 m ü. NN, feuchtes Gelände mit *Picea abies*, 29. Sep. 2012, leg./det. D. Bandini (DB29-9-12-7). – Bayern, Passau, Grubweg, in Richtung Zieglreuth, TK25 7446/2, 350 m ü. NN, *Picea abies*, *Quercus* spec., *Populus tremula*, 21. Jul. 2012, leg. M. Dondl; det. D. Bandini & B. Oertel (DB 21-7-12-1-Dondl). – Bayern, Rottal-Inn, Kirchdorf am Inn, Julbach, Schlossberg, TK25 7743/2, 450 m ü. NN, Mischwald mit Nadelbäumen und *Fagus sylvatica*, 15. Aug. 2014, leg. A. Hussong; det. D. Bandini & B. Oertel (DB15-8-14-14).

Wesentliche Charakteristika: • Hut strohfarben bis gelb-ockerlich, oft mit mehr oder weniger orangeflichem Hauch; • im Allgemeinen fast wachsartig glatte bis subrimulose Hutoberfläche; • keine Velipellis; • Sporengröße im Durchschnitt 10,3 × 5,5 µm; • meist subzylindrische bis eng subclavate Cheilozystiden; • oft gegabelte Caulozystiden; • Standort auf eher saurem, teilweise feuchtem Boden bei Nadelbäumen und möglicherweise auch bei Laubbäumen.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *P. merlinii*:

- ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch im Allgemeinen stumpfere Hutfarbe, reichliche weißliche Velipellis, viel größere Sporen und Standort auf kalkhaltigem, oft sandigem Boden – vgl. HEIM (1931), BON & VAN HALUWYN (1982), KUYPER (1986).
- ***Pseudosperma dulcamaroides*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch dunklere Hutfarbe, reichliche weißliche Velipellis, viel größere Sporen, kürzere Cheilozystiden und Standort in der borealen Zone Nordeuropas oder in alpiner Höhe – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Pseudosperma fascinosum*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch größere Fruchtkörper, grauliche Velipellis, breitere Sporen, kürzere Cheilozystiden und Standort auf kalkhaltigem Boden – vgl. BANDINI et al. (2022c).
- ***Pseudosperma flavellum*** (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch mit zunehmendem Alter stets deutlich rimose Hutoberfläche, grauliche Velipellis, im Durchschnitt schmalere Sporen und Standort auf mehr basischem Boden – vgl. KARSTEN (1890) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma hygrophorus*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, bräunliche Schüppchen auf dem Hut, im Durchschnitt kleinere Sporen und Standort vorzugsweise auf kalkhaltigem Boden – vgl. KÜHNER (1956) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma minervae*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch Hutfarbe meist mit olivlicher Note, mit zunehmendem Alter subhygrophane Hutoberfläche, im Durchschnitt breitere Sporen und Standort stets bei *Salix* – vgl. BANDINI et al. (2023a).
- ***Pseudosperma pacis*** Bandini, Zitzmann & B. Oertel: u.a. durch größere Fruchtkörper in der Regel nicht mit stark welligem Rand, klebrige Hutoberfläche, größere und vor allem breitere Sporen, lange und schlanke subzylindrische Caulozystiden und Standort mit Laubbäumen auf kalkhaltigem Boden – siehe unten.
- ***Pseudosperma pollucis*** Bandini, Trendel & B. Oertel: u.a. durch fehlende orangefliche Töne in der Hutfarbe, mit zunehmendem Alter bräunliche Schüppchen auf dem Hut, nicht beinahe wächsern glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere, aber breitere Sporen und kürzere Cheilozystiden – siehe unten.
- ***Pseudosperma ushae*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch dunkleren, leuchtenderen und oft zweifarbigen Hut, in der Regel mit mehr oder weniger intensiven Rottönen, im Durchschnitt kürzere Sporen, im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden und Standort stets mit *Salix* auf kalkhaltigem Boden – vgl. BANDINI et al. (2022c).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *P. merlinii* in der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma arenicola*, *P. dulcamaroides*, *P. fascinosum*, *P. flavellum*, *P. hygrophorus*, *P. minervae* und *P. ushae*.

Kommentar: Es scheint sich um eine seltene Art zu handeln.

Pseudosperma pacis Bandini, Zitzmann & B. Oertel spec. nov. **Abb. 3**

MycoBank-Nummer: MB 852115

Etymologie: Von lateinisch “pax”, “Frieden”, da der Holotyp auf einem Friedhof gefunden wurde.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Würzburg, Waldfriedhof, TK25 6225/2, ca. 315 m ü. NN, *Salix caprea*, *Populus tremula*, *Larix decidua*, *Betula pendula*, 31. Okt. 2019, leg. H. Zitzmann, D. Bandini & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901830; Isotypen DB31-10-19-13, TUR-A 216826). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274009.

Diagnosis: *Pseudosperma pacis* has a straw-coloured to ochraceous-orange-tinged, often speckled pileus, up to appressed squamulose or innately fibrillose pileus surface, smooth spores measuring 8.6–13.3 µm (av. 10.7 µm) × 5.5–7.6 µm (av. 6.6 µm), and mostly narrow (sub)cylindrical, often (sub)capitate cheilocystidia measuring 30–66 µm (av. 50 µm) × 8–12 µm (av. 10 µm), and it grows on calcareous soil. This combination of characters distinguishes *P. pacis* from, e.g., *P. squamatum*, *P. minervae* or *P. ushae*. ITS sequence data distinguish *P. pacis* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 30–70 mm breit, anfangs (sub)konisch, später konisch-konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit nur niedrigem, breitem Buckel, Rand zunächst zuweilen nach unten gebogen, sonst gerade oder leicht nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit recht wenigen Resten einer weißlichen Velipellis in der Hutmitte; Farbe strohfarben bis ockerlich mit mehr oder weniger intensiver orangefarbener Note (Mu 10YR 7/6–7/8, 6/6–6/8; 7.5YR 7/6–7/8, 6/6–6/8), oft gesprenkelt mit dunkleren Schüppchen; Oberfläche anfangs glatt, dann um die Mitte herum fein angedrückt aufgeschuppt, und

zum Rand hin glatt oder eingewachsen faserig; leicht klebrig und daher mit Erdresten besetzt; keine Reste einer Cortina festgestellt. **Lamellen** recht gedrängt stehend (ca. 60–70), angewachsen oder ausgebuchtet angewachsen, wenig bauchig, strohfarben oder gelblich bis ockerlich, meist mit mehr oder weniger deutlicher olivlicher Note; Schneide gezähnt, weißlich bis concolor oder mit der Zeit bräunlich. **Stiel** 50–90 × 3–10 mm, gerade oder gebogen, sich manchmal zur Basis hin verdickend, Basis anfangs gänzlich mit weißlichen Fasern bedeckt, die später entweder verschwinden oder bräunlich werden, anfangs blass kaffeebraun, später dunkler bräunlich bis an manchen Stellen dunkelbraun, zum Apex hin blasser bis weißlich; nur ganz oben grob bereift. **Fleisch** blass gelblich an manchen Stellen im Hut, ansonsten wässrig weißlich, weißlich im Stiel und wässrig weißlich in der Rinde. **Geruch** ungewöhnlich, ein wenig “chemisch”, wie Iodoform. **Farbe des Exsikkats** Hut orangefarblich-rötlich braun (Mu 7.5YR 5/4–5/8, 4/4–4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,6–10,7–13,3 µm (SD 0,9 µm) × 5,5–6,6–7,6 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,4–1,6–1,9 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, oft länglich, meist (sub)amygdaloid, manchmal beinahe ellipsoidisch, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut bis subobtus. **Basidien** 25–32 × 7–11 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen zuweilen deformiert. **Cheilozystiden** 30–50–66 µm (SD 11 µm) × 8–10–12 µm (SD 1 µm); Q = 2,7–5,3–8,1 (SD 1,3) (n = 30 von 2 Koll.), meist schmal (sub)zylindrisch, oft (sub)kopfig, häufig segmentiert mit einem oder zwei niedrigeren Elementen, oft mit leicht welligen Wänden, meist mit trinkater Basis, farblos, dünnwandig. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 6–13 µm breiten, mit gelblich-orangefarbigem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 35–65 × 8–11 µm, lange, schmale, subzylindrische, farblose und dünnwandige, hyphoide Elemente, oft mit welligen Wänden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Pseudosperma pacis wurde von uns auf kalkhaltigem Boden mit verschiedenen Laubbäumen in Deutschland und Schweden gefunden. In der Nähe des Holotyps wurde auch *Pinus* registriert.

In den Datenbanken findet sich insgesamt nur eine einzige ITS-Sequenz: FJ904125 (Fruchtkörper-Sequenz, als *P. cf. rimosum*, GenBank, Großbritannien, bei *Fagus* und *Corylus*; LARSSON et al. 2009).

Weitere untersuchte Kollektion:

Schweden, Kalmar län, Öland, nahe Naturschutzgebiet "Halltorps Hage", südwestlich von Halltorp, *Carpinus betulus*, *Corylus avellana*, *Tilia* spec., *Betula* spec., 25. Sep. 2020, leg. B. Oertel & G. Schmidt-Stohn; det. B. Oertel & D. Bandini (DB25-9-20-2b).

Wesentliche Charakteristika: • große Fruchtkörper; • Hut (oft gesprenkelt) strohfarben bis ockerlich mit orangeflicher Note; • Hutoberfläche um die Mitte angedrückt schuppig, außen bis eingewachsen faserig; • nur wenig weißliche Velipellis; • Lamellen meist mit olivlicher Note; • Sporengröße im Durchschnitt $10,7 \times 6,6 \mu\text{m}$; • meist schmale (sub)zylindrische, oft (sub)kopfige Cheilozystiden; • Standort auf kalkhaltigem Boden, möglicherweise mit Laubbäumen assoziiert.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *Pseudosperma pacis*:

• ***Pseudosperma amoris*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, kleinere Sporen und kürzere, in der Regel nicht (sub)kopfige Cheilozystiden – vgl. BANDINI & OERTEL (2020).

• ***Pseudosperma emberizanum*** Bandini, Weholt & B. Oertel: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, im Allgemeinen nicht orangeflich getönte oder gesprenkelte Hutoberfläche, längere, aber schmalere Sporen und meist bauchig (sub)clavate Cheilozystiden – vgl. BANDINI et al. (2021a).

• ***Pseudosperma fasciosum*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch mit zunehmendem Alter mehr rimulose Hutoberfläche, Sporen im Allgemeinen nicht mit subakutem Apex und kürzere, in der Regel nicht (sub)kopfige Cheilozystiden – vgl. BANDINI et al. (2022c).

• ***Pseudosperma hygrophorus*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch angedrückt braune oder bräunliche Schuppen zumindest im Zentrum des Hutes und gewöhnlich (sub)clavate und nicht (sub)kopfige Cheilozystiden – vgl. KÜHNER (1956) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma merlinii*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch kleinere Fruchtkörper oft mit stark welligem Hutrand, kürzere und vor allem schmalere Sporen, deformierte Caulozystiden mit welligen Wänden und Standort zumindest teilweise mit Nadelbäumen auf mehr saurem Boden – siehe oben.

• ***Pseudosperma minervae*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch meist mehr oder weniger intensive olivliche Note in der Hutfarbe, subhygrophone Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen und kürzere und breitere, im Allgemeinen nicht (sub)kopfige Cheilozystiden – vgl. BANDINI et al. (2023a).

• ***Pseudosperma pollucis*** Bandini, Trendel & B. Oertel: u.a. durch trübere Hutfarbe im Allgemeinen ohne orangefliche, dafür bräunliche Note oder bräunliche Schüppchen und im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden – siehe unten.

• ***Pseudosperma squamatum*** (J.E. Lange) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch kleinere Sporen und im Durchschnitt kürzere, aber breitere, in der Regel nicht (sub)kopfige Cheilozystiden, die stattdessen manchmal gegabelt oder oben ausbauchend sind – vgl. LANGE (1917) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma ushae*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, im Allgemeinen leuchtend intensiv orange-rötliche bis dunkelrote Hutfarbe, kleinere Sporen und kürzere und im Allgemeinen nicht (sub)kopfige Cheilozystiden – vgl. BANDINI et al. (2022c).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *P. pacis* in der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma amoris*, *P. emberizanum*, *P. fasciosum*, *P. hygrophorus*, *P. minervae* und *P. ushae*.

Kommentar: Es scheint sich um eine seltene Art zu handeln.

Pseudosperma pollucis Bandini, Trendel & B. Oertel spec. nov. **Abb. 4**

Mycobank-Nummer: MB 852116

Etymologie: Nach Pollux, einem der Dioskuren (Zwillinge) der griechisch-römischen Mythologie, da die Art beispielsweise schwer von *P. rimosum* zu unterscheiden ist.

Holotyp: Frankreich, Elsass, Bas-Rhin, Haguenau, forêt indivise de Haguenau, in der Réserve Biologique Dirigée de Schirrheineweg, UTM 32N : 0422015/5407800, 135 m ü. NN, *Alnus glutinosa*, *Carpinus betulus*, auf neutralem bis leicht saurem Boden, 17. Sep. 2022, leg. J.-M. Trendel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901831; Isotypen DB17-9-22-Trendel, TUR-A 216825). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274013.

Diagnosis: *Pseudosperma pollucis* has a beige to pale ochraceous pileus colour, a pileus surface with age more or less speckled with brownish appressed squamules, whitish velipellis, smooth spores measuring



Abb. 3 – *Pseudosperma pacis*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901830); b DB25-9-20-2b (Foto: B. Oertel); c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901830); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901830); e Sporen (SMNS-STU-F-0901830).

8.5–10.7 μm (av. 9.9 μm) \times 5.4–6.9 μm (av. 6.0 μm), mostly (sub)cylindrical cheilocystidia measuring 26–52 μm (av. 37 μm) \times 8–13 μm (av. 11 μm), and it grows on neutral to slightly acidic soil. This combination of characters distinguishes *P. pollucis* from, e.g., *P. rimosum*. ITS sequence data distinguish *P. pollucis* from this and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20–50 mm breit, anfangs (sub)konisch später breit konvex oder ausgebreitet, oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann zuweilen um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit spärlichen Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe blass strohfarben bis blass ockerlich (Mu 10YR 7/6–7/8, 8/4–8/8, 6/6), mit zunehmendem Alter im Zentrum oft hellbraun, außen mehr oder weniger mit radial verteilten angedrückten Schüppchen; Oberfläche anfangs glatt, dann fein fibrillos oder minimal filzig; junge Fruchtkörper mit Resten einer Cortina. **Lamellen** sehr unterschiedlich: normal bis eng stehend (ca. 30–70), angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs blass graulich, später ockerlich mit graulicher oder blass bräunlicher Note; Schneide oft uneben, gezähnt, weißlich. **Stiel** 30–60 \times 3–9 mm, gerade oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, weißlich, zuweilen mit blass bräunlicher Note; nur ganz oben grob bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** schwach unbestimmt aromatisch oder unbedeutend. **Farbe des Exsikkats** Hut blassbraun (Mu 10YR 5/4–5/8), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,5–9,9–10,7 μm (SD 0,5 μm) \times 5,4–6,0–6,9 μm (SD 0,3 μm); $Q = 1,4\text{--}1,6\text{--}1,8$ (SD 0,1) ($n = 120$ von 3 Koll.), glatt, (sub)zylindrisch, (sub)elliptisch, subovoid bis subamygdaloid, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 23–28 \times 7–10 μm , im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,5 μm . **Cheilozytisten** 26–37–52 μm (SD 7 μm) \times 8–11–13 μm (SD 1 μm); $Q = 2,4\text{--}3,5\text{--}5,7$ (SD 0,6) ($n = 45$ von 3 Koll.), meist (sub)zylindrisch, Wände manchmal wellig, gelegentlich subkopfig, oft segmentiert, mit breiter Basis, im Allgemeinen dünnwandig, aber oft mit Streifen einer farblosen Substanz an den Seiten. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–11 μm breiten, mit blass gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozytisten** nur oben am Stiel, 50–75 \times 8–10 μm , schmale, farblose und dünnwandige, hyphoide Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Pseudosperma pollucis wurde von uns in Deutschland und Frankreich auf basischem, neutralem bis leicht saurem Boden gefunden. Die Holotyp-Kollektion und weitere Kollektionen vom selben Standort waren nur mit Laubbäumen assoziiert, bei den Kollektionen aus Deutschland und Österreich standen auch Nadelbäume in der Nähe, dennoch ist zu vermuten, dass die Art mit Laubbäumen assoziiert ist.

In den Datenbanken findet sich insgesamt nur eine einzige ITS-Sequenz, die zu *P. pollucis* passt: UDB0644286 (Boden-ITS, UNITE, Estland).

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Rheinland-Pfalz, Rhein-Pfalz-Kreis, Böhl-Iggelheim, TK25 6615/4, 110 m ü. NN, *Quercus robur*, *Alnus glutinosa*, *Corylus avellana*, *Pinus sylvestris*, 9. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901840; DB9-8-14-11; GenBank Akz. Nr. PP296688). – **Frankreich**, Elsass, Bas-Rhin, Haguenau, forêt indivise de Haguenau, in der Réserve Biologique Dirigée de Schirrheinerweg, UTM 32N : 0422015/5407795, 135 m ü. NN, *Alnus glutinosa*, *Carpinus betulus*, 13. Aug. 2023, leg. J.-M. Trendel; det. D. Bandini (DB13-8-23-Trendel). – Ibidem, in einiger Entfernung, UTM 32N : 0422010/5407790, 135 m ü. NN, *Alnus glutinosa*, *Carpinus betulus*, 15. Aug. 2023, leg. J.-M. Trendel; det. D. Bandini (DB15-8-23-Trendel). – Ibidem, in einiger Entfernung, UTM 32N : 0422005/5407795, 135 m ü. NN, *Alnus glutinosa*, *Carpinus betulus*, 2. Sep. 2023, leg. J.-M. Trendel; det. D. Bandini (DB2-9-23-Trendel). – **Österreich**, Oberösterreich, Braunau am Inn, Burghausen, Nähe Hochburg-Ach, ÖL25V 3327-Ost, 480 m ü. NN, in einem Wäldchen mit *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, 27. Jul. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB27-7-18-7).

Wesentliche Charakteristika: ● beige bis blass ockerliche Hutfarbe; ● Hutoberfläche mit zunehmendem Alter mehr oder weniger mit radial verteilten angedrückten bräunlichen Schüppchen; ● spärliche weißliche Velipellis; ● Sporengröße im Durchschnitt 9,9 \times 6,0 μm ; ● meist (sub)zylindrische Cheilozytisten, teilweise mit welligen Wänden und gelegentlich subkopfig; ● Standort auf basischem bis leicht saurem Boden, vielleicht stets mit Laubbäumen assoziiert.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *P. pollucis*:

● *Pseudosperma amoris* Bandini & B. Oertel: u.a. durch oft orangefarbene bis rötliche Töne in der Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen und im



Abb. 4 – *Pseudosperma pollucis*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901831) (Foto: J.-M. Trendel); b DB27-7-18-7; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901840); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901831); e Sporen (SMNS-STU-F-0901840).

Durchschnitt breitere Cheilozystiden – vgl. BANDINI & OERTEL (2020).

• ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche Velipellis, im Durchschnitt größere Sporen und längere Cheilozystiden – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS (2014).

• ***Pseudosperma fascinosum*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch mit zunehmendem Alter orangefarbene Töne im Hut, höchstens rimulose Hutoberfläche, grauliche Velipellis und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2022c).

• ***Pseudosperma flavellum*** (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch fehlende bräunliche Schüppchen, deutlich rimulose Hutoberfläche und viel schmalere Sporen – vgl. KARSTEN (1890) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma himalayense*** (Razaq, Khalid & Kobayashi) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, reichliche Velipellis, größere Sporen und größere Cheilozystiden – vgl. LIU et al. (2018) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma hygrophorus*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, kleinere Sporen und viel breitere Cheilozystiden – vgl. KÜHNER (1956) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma merlinii*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch oft orangefarbene Töne im Hut, keine bräunlichen Schüppchen, im Allgemeinen fast wachserne glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen und längere Cheilozystiden – siehe oben.

• ***Pseudosperma minervae*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch olivliche Töne im Hut, keine bräunlichen Schüppchen, im Durchschnitt längere Sporen und breitere Cheilozystiden – vgl. BANDINI et al. (2023a).

• ***Pseudosperma pacis*** Bandini, Zitzmann & B. Oertel: u.a. durch leuchtendere Hutfarbe mit orangefarbener Note, größere Sporen und im Durchschnitt längere Cheilozystiden – siehe oben.

• ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, im Allgemeinen trübere, fahlere Hutfarbe, grauliche Velipellis, mit zunehmendem Alter stark eingewachsen faserige Hutoberfläche, größere Sporen und längere Cheilozystiden – vgl. BULLIARD (1789) und eigene Beobachtung.

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *P. pollucis* in der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma amoris*, *P. aureocitrinum*, *P. fascinosum*, *P. flavellum*, *P. hygrophorus*, *P. merlinii* und *P. minervae*.

Kommentar: Die Art ist vermutlich recht selten.

Pseudosperma rimosum (Bull.) Matheny & Esteve-Rav. **Abb. 5**

Basionym: *Agaricus rimosus* Bull., *Herb. Fr.* (Paris) 9: tab. 388 (1789).

Typifizierung:

Lectotypus hic designatus (MBT 10017912): Bulliard, *Herbier de la France* 9: tab. 388. (1789).

Epitypus hic designatus (MBT 10017878): Deutschland, Baden-Württemberg, Heidelberg, Königstuhl, Posseltslust, TK25 6618/1, 496 m ü. NN, *Carpinus betulus*, *Betula pendula*, *Picea orientalis*, 2. Aug. 2014, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901777; Isoepitypus DB2-8-14-19). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. OQ324790, OQ324791.

Beschreibung

Hut 20–80 (100) mm breit, anfangs und lange Zeit (sub)konisch, später auch breit konvex oder ausgebreitet, anfangs ohne, später mit mehr oder weniger ausgeprägtem Buckel, Rand zunächst eingebogen, dann nach unten gebogen bis eben, später zuweilen nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper ohne oder mit nur sehr wenigen, dünnen und flüchtigen Resten einer blassgraulichen Velipellis; Farbe in der Regel schmutzig strohfarben, fahl bis ockerlich-bräunlich (Mu 10YR 7/4–7/6, 6/4–6/8, 5/4–5/6), selten mehr gelblich; Oberfläche anfangs glatt, später stark eingewachsen faserig mit breiten Fasern; junge Fruchtkörper mit Resten einer blassen Cortina. **Lamellen** gedrängt stehend (ca. 70–90), meist schmal angewachsen, eben bis höchstens wenig bauchig, anfangs weißlich bis strohfarben, später ockerlich bis bräunlich mit olivlicher Note; Schneide glatt bis leicht gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 30–100 × 3–10 mm, in der Regel gerade bis leicht gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfaserig, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, dann schmutzig weißlich, beige, blass ockerlich mit oder ohne bräunliche oder fleischfarbene Note; nur ganz oben grob bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, blass strohfarben im Stiel. **Geruch** gewöhnlich (sub)spermatisch, zumindest im Schnitt, zuweilen aber auch schwach unbestimmt oder auch leicht tabakartig süßlich. **Farbe des Exsikkats** Hutfasern nussbraun mit oder ohne rötliche Note auf blassbräunlicher oder hellerer Trama (Mu 10YR 5/4–5/6), Lamellen concolor oder etwas heller, Stiel heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 9,0–10,8–13,0 µm (SD 0,9 µm) × 5,4–6,7–7,7 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,2–1,6–2,2 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)zylindrisch, (sub)-



Abb. 5 – *Pseudosperma rimosum*: a Epityp (SMNS-STU-F-0901777); b DB6-10-14-1; c Cheilozytiden (DB26-7-14-1); d Mikrotafel vom Epityp (SMNS-STU-F-0901777); e Sporen (DB26-7-14-1).

phaseoliform bis (sub)amgydaloid, mit oder ohne Hilardepression, Apex obtus, subobtus bis subakut oder gar akut – sehr unterschiedlich von Kollektion zu Kollektion. **Basidien** 25–35 × 8–12 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 28–47–70 µm (SD 9 µm) × 9–12–18 µm (SD 2 µm); Q = 2,5–3,9–5,8 (SD 0,8) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)zylindrisch, auch (sub)clavat, zuweilen deformiert und manchmal mit amorphem Inhalt gefüllt, zuweilen septiert (1–3), mit trunkater Basis. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, schmale, segmentierte, hyphoide, dünnwandige Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Pseudosperma rimosum scheint eine Vorliebe für Laubbäume zu haben, seltener haben wir die Art auch bei Koniferen gefunden. Sie wächst in planarer bis subalpiner oder alpiner Höhe, bevorzugt allerdings eher tiefere Lagen und meist mehr oder weniger basischen Boden. Die Art ist in Europa weit verbreitet, wie auch die Einträge in den Datenbanken deutlich machen. Sie ist darin z.T. noch unter dem alten Namen *Inocybe rimosus* zu finden, einige weitere als *P. melliolens* (s. dazu auch weiter unten im Abschnitt DNA-Sequenz). Beispiele für Datenbankeinträge von Fruchtkörpersequenzen sind (für Länderangaben und Begleitbäume vgl. LARSSON et al. 2009): AM882761.2 (Schweden, bei *Betula*), AM882763 (Schweden, bei *Tilia*), AM882844 (Schweden, bei *Corylus*), FJ904143 (Korsika, bei *Fagus*), FJ904144 (Frankreich, bei *Quercus*), FJ904146 (Schweden, bei *Picea* und *Betula*), FJ904147 (Großbritannien, bei *Salix*), FJ904148 (als *P. melliolens*, Frankreich, bei *Tilia*), FJ904149 (als *P. melliolens*, Frankreich, bei *Salix* und *Quercus*), JF908111 (Italien), JN649349 bzw. AM882762 (Schweden, bei *Fagus* und *Quercus*), MW355001 (als *P. melliolens*, Ungarn) und ON243639 (als *P. melliolens*, Frankreich). Dass hier überwiegend Laubbäume genannt werden, deckt sich mit unserer eigenen Erfahrung. Neben einigen Bodensequenzen aus China haben wir Kenntnis von zwei Fruchtkörpersequenzen ebenfalls aus China. Es ist also möglich, dass die Art auch außerhalb Europas weit verbreitet ist. EcM-Sequenzen sind aus Serbien (bei *Populus alba*), Estland (bei *Quercus robur*, *Populus suaveolens*, *Tilia cordata*) und Japan (bei *Abies sachalinensis*) angeführt, und Bodensequenzen sind außer aus China u.a. auch aus Österreich, Island, Grönland, Georgien, der Türkei und Japan bekannt.

Weitere untersuchte Kollektionen (Auswahl):

Deutschland, Baden-Württemberg, Heidelberg, Königstuhl, Posseltslust, TK25 6618/1, ca. 469 m ü. NN, *Carpinus betulus*, *Betula pendula*, *Picea orientalis*, 26. Jul. 2014, leg./det. D. Bandini (DB26-7-14-1).

– Baden-Württemberg, Karlsruhe, Erzbergerstraße, TK25 6916/3, 115 m ü. NN, *Quercus robur*, 31. Mai 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB31-5-16-25). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Mauer, TK25 6618/4, 200 m ü. NN, *Salix spec.*, 18. Okt. 2019, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB18-10-19-5; GenBank Akz. Nr. PP274015). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Eschelbronn, TK25 6619/3, 198 m ü. NN, *Salix spec.*, 25. Okt. 2019, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901835; DB25-10-19-12; GenBank Akz. Nr. PP274014). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Mauer NSG “Sandgrube Grafenrain”, TK25 6618/4, 135 m ü. NN, *Salix caprea*, 23. Okt. 2020, leg./det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901834; DB23-10-20-5; GenBank Akz. Nr. PP274017). Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, 13. Okt. 2022, leg./det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901837; DB13-10-22-1; GenBank Akz. Nr. PP274006). – Hessen, Bergstraße, Viernheim, nahe Viernheimer Heide, TK25 6417/1, 100 m ü. NN, *Quercus rubra*, 23. Okt. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB23-10-16-9). – Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Breitenberg, TK25 8429/3, ca. 1600 m, *Picea abies*, 13. Sep. 2020, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (TUF135802; DB13-9-20-4; UDB0799576 (UNITE)). – Rheinland-Pfalz, Rhein-Pfalz-Kreis, Böhl-iggelheim, TK25 6615/4, 110 m ü. NN, *Tilia spec.*, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, 22. Okt. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-10-15-23). – **Niederlande**, Friesland, Ameland, Hollum, 5 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 6. Okt. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-14-1). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 15. Okt. 2014, leg./det. D. Bandini (DB15-10-14-3). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Quercus robur*, *Betula spec.*, *Pinus sylvestris*, 5. Sep. 2018, leg. X. Hielscher; det. D. Bandini (DB5-9-18-14). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, 6 Sep. 2020, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901838; DB6-9-20-1; GenBank Akz. Nr. PP274010, PP274011). – Friesland, Ameland, Nes, 4 m ü. NN, *Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 7. Sep. 2020, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901836; DB7-9-20-3; GenBank Akz. Nr. PP274012). – Drenthe, Assen, nahe Friedhof, *Quercus robur*, 3. Okt. 2019, leg. D. Bandini & E. Arnolds; det. D. Bandini (DB3-10-19-5). – Drenthe, Hoogeveen, 25 m ü. NN, *Quercus robur*, 17. Okt. 2022, leg. D. Bandini; det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901832; DB17-10-22-2; GenBank Akz. Nr. PP274004, PP274005). – Drenthe, Eursinge, 22 m ü. NN, *Quercus robur*, *Betula spec.*, 19. Okt. 2022, leg./det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901839; DB19-10-22-19; GenBank Akz. Nr.

PP274002, PP274003). – **Österreich**, Tirol, Imst, nahe Haiming, ÖK25V 2221-Ost, ca. 800 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Picea abies*, *Quercus robur* etc., 13. Sep. 2019, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-19-24).

Epityp: **Sporen** 9,0–10,9–12,4 µm (SD 0,9 µm) × 5,4–6,4–7,0 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,4–1,7–2,2 (SD 0,2) (n = 40), glatt, länglich (sub)zylindrisch, (sub)phaseoliform bis (sub)amygdaloid, mit oder ohne Hilardepression, Apex (sub)obtus. **Basidien** 24–33 × 8–12 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 40–52–70 µm (SD 9 µm) × 12–14–17 µm (SD 2 µm); Q = 2,9–3,7–5,8 (SD 0,8) (n = 15), meist (sub)zylindrisch, auch (sub)clavat, manchmal septiert (1–3), mit trunkater Basis. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, schmale, segmentierte, hyphoide, dünnwandige Elemente.

Wesentliche Charakteristika: • in der Regel falbe bis ockerliche Hutfarbe; • mit der Zeit stark eingewachsen faserige Hutoberfläche mit breiten Fasern; • wenig und flüchtige blassgrauliche Velipellis; • glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 10,8 × 6,7 µm; • im Allgemeinen (sub)zylindrische, auch (sub)clavate, recht schmale Cheilozystiden; • Standort auf eher basischem Boden oft bei *Quercus*, aber bei auch anderen Laubbäumen und selten auch bei Nadelbäumen.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *P. rimosum*:

• ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, klebrige und in der Regel glattere Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und längere Cheilozystiden – vgl. HEIM (1931), BON & VAN HALUWYN (1982) KUYPER (1986) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch gelb(lich)e bis gelbockerliche Hutfarbe, reichliche weißliche Velipellis und kleinere Sporen – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS (2014) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma himalayense*** (Razaq, Khalid & Kobayashi) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch in der Regel mehr gelb(lich)e Hutfarbe, feinere Hutfasern, im Durchschnitt größere Sporen, meist breitere und (sub)clavate bis blasige Cheilozystiden und Standort nicht bei Laubbäumen – vgl. LIU et al. (2018) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma mediterraneum*** (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, glattere Hutoberfläche, längere, aber schmalere Sporen und kürzere Cheilozystiden – vgl. KUYPER (1986), BANDINI et al. (2022c).

• ***Pseudosperma musilii*** Bandini, B. Oertel & Schmidt-Stohn: u.a. durch mehr und ausdauerndere Velipellis, mit der Zeit dunklere, bräunliche bis braune Fasern im Hut, oft stärker rimose Hutoberfläche, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Cheilozystiden oft mit papilliformem Apex – BANDINI et al. (2023a).

• ***Pseudosperma orbatum*** (Malençon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch sehr kompakte Fruchtkörper, blässere Hutfarbe, im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen und kürzere Cheilozystiden – vgl. MALENÇON & BERTAULT (1970) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma perlatum*** (Cooke) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch weißlichen bis elfenbeinfarbenen Hut, kleinere Sporen und kürzere Cheilozystiden – vgl. COOKE (1886), SACCARDO (1887) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma permelliolens*** (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, schmalere Sporen und im Durchschnitt längere Cheilozystiden – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017) und eigene Beobachtung.

• ***Pseudosperma pollucis*** Bandini, Trendel & B. Oertel: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, weniger trübe Hutfarbe, weißliche Velipellis, mit zunehmendem Alter feinfaserigere Hutoberfläche, kleinere Sporen und kürzere Cheilozystiden – siehe oben.

• ***Pseudosperma solare*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch leuchtendere, sonnig gelbe Hutfarbe, glattere Hutoberfläche und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2021a).

DNA-Sequenz: In der ITS1 von *P. rimosum* gibt es an zwei Stellen Indels von um die 10 bp Länge. Daneben gibt es noch weitere innerartliche Unterschiede, die die molekulare Bestimmung dieser Art erschweren können. Unterschiedliche und auch durch Indels unterschiedlich lange ITS-Varianten können in derselben Probe vorkommen, was beim Holotyp und einigen anderen der hier veröffentlichten *P. rimosum*-Sequenzen der Fall ist. Sofern Rohdaten zur Hand sind (das ist bei eigenen Sequenzen bzw. bei durch BOLD veröffentlichte Sequenzen der Fall), und die ITS in einem Stück amplifiziert worden ist, lassen sich Insertionen und Deletionen einzelnen ITS-Varianten zuordnen.

Die beiden aus dem Holotyp gewonnenen Sequenzen unterscheiden sich um fast 1 %. Bei anderen Belegen kann es auch noch mehr sein (z.B. bei O-F-249032, siehe GenBank Akz. Nr. PP274000, PP274001). Die Schwierigkeit bei der molekularen Identifizierung von *P. rimosum* liegt nicht allein an der innerartlichen Indel-Variation, sondern auch an Arten mit sehr ähnlicher ITS im Umkreis von *P. rimosum*, die

in derselben 1,5 % species hypothesis (KÖLJALG et al. 2023a) wie auch alle Indel-Varianten von *P. rimosum* enthalten sind. Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist bei jetzigem Wissensstand die in Nordeuropa und Nordamerika vorkommende *P. holoxanthum* (Grund & D.E. Stuntz) Matheny & Esteve-Rav., deren ITS eine Übereinstimmung von 97,8 % aufweist. Sie unterscheidet sich von *P. rimosum* laut Protolog u.a. durch mehr gelbe Hutfarbe, seidige, rimose Hutoberfläche und größere Cheilozystiden (Grund & Stuntz 1981). Weitere Nachbararten sind die aus Michigan (USA) beschriebene Art *P. sororium* (Kauffman) Matheny & Esteve-Rav. mit 97 % und *P. mediterraneum* mit 96 % Ähnlichkeit.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma arenicola*, *P. aureocitrinum*, *P. himalayense*, *P. mediterraneum*, *P. musilii* und *P. solare*.

Kommentar: Taxonomisch gesehen ist *P. rimosum* eine wichtige Art (siehe beispielsweise KUYPER 1986; BON 1997a etc.). Die Beschreibung vieler neuer Arten und die Wiederanerkennung alter Namen macht es notwendig, genau zu wissen, welche Art nun *P. rimosum* ist. Wie bereits in BANDINI et al. (2023a) dargelegt, gibt es für den Namen *P. rimosum* sehr unterschiedlich weit gefasste Interpretationen, wobei die engeren Interpretationen durch molekulare Untersuchungen gestützt wurden. Mit der Festlegung eines Epityps formalisieren wir die Festlegung der Art auf das Taxon, das LARSSON et al. (2009), KROPP et al. (2013) und wir (BANDINI & OERTEL 2020; BANDINI et al. 2021a, 2022c, 2023a) als *P. rimosum* interpretiert haben.

Ob *P. rimosum* mit *Inocybe fastigiata* identisch ist, bleibt dennoch unklar, da die Abbildung bei SCHAEFFER (1774) feinere Hutfasern und eine insgesamt braunere Hutfarbe zeigt und die zugehörige Beschreibung zu unbestimmt und sehr kurz ist.

Der manchmal etwas süßliche Geruch von *P. rimosum* führt zuweilen zu Verwechslungen mit *P. melliolens* (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (z.B. LARSSON et al. 2009). Ihre Verwechslung haben die Autoren mittlerweile implizit durch die Veröffentlichung von Typusequenzen für *P. melliolens* (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (MN901255) und *P. umbrinellum* (Bres.) Matheny & Esteve-Rav. (HM209796) berichtigt. Die Sequenzen lassen vermuten, dass die beiden Arten synonym, aber von *P. rimosum* im Sinne des Epityps verschieden sind.

Im Herbarium von Leiden befindet sich eine Kollektion von H. Romagnesi (L-0054128, 18. Aug. 1942, "59"), die gleichermaßen Etiketten mit den Worten

"*Inocybe rimosa* (Bull.:Fr.) Kumm." und "part of lectotype" trägt. Bei *I. rimosa* handelt es sich um eine spätere Bestimmung. Das handschriftliche Etikett der Kollektion verweist auf die ursprüngliche Bestimmung als "*Inocybe obsoleta* Romagn.0148", ein Taxon, das KUYPER (1986) mit *P. rimosum*, damals noch *I. rimosa*, synonymisierte. *Inocybe obsoleta*, inzwischen *P. obsoletum* (Quadr.) Valade, wurde von Romagnesi zwei Mal ungültig beschrieben (KÜHNER & ROMAGNESI 1953; ROMAGNESI 1958). Erst sehr viel später (QUADRACIA & LUNGHINI 2014) wurde die Art durch die Festlegung eines Holotyps, einer Kollektion Romagnesis von 1940, validiert. Vermutlich gab es die Absicht, die Art, die nun *P. obsoletum* ist und allgemein als eigenständig akzeptiert wird, mit der Kollektion vom 18. Aug. 1942 zu typifizieren, was jedoch nach unserem Wissen nie veröffentlicht worden ist. Somit ist das Material L-0054128 nicht Teil eines Holo- oder Lectotyps, weder für *P. obsoletum* noch für *P. rimosum*. Die Kollektion selbst ist *P. obsoletum*, durch ITS-Sequenz bestätigt (siehe Tabelle 1).

***Inocybe amicitiae* Bandini & B. Oertel spec. nov.**
Abb. 6

Mycobank-Nummer: MB 852117

Etymologie: Von lateinisch "amicitia", "Freundschaft", wegen der Freundschaft zwischen D. Bandini und B. Oertel.

Holotyp: Schweiz, Graubünden, Murtaröl d'Aint, nahe dem Pass dal Fuorn (Ofenpass), Nordhang des Piz d'Aint, 2480 m ü. NN, mit *Salix retusa* auf Dolomit, 25. Aug. 2020, leg. B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901824; Isotyp DB25-8-20-1b). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP235791.

Diagnosis: *Inocybe amicitiae* has a brown to dark brown pileus colour, up to finely innately fibrillose pileus surface, a stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring 8.1–10.5 µm (av. 9.4 µm) × 5.0–6.6 µm (av. 5.6 µm), mostly (sub)utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 52–86 µm (av. 66 µm) × 12–22 µm (av. 17 µm), and it grows in subalpine to alpine altitudes. This combination of characters distinguishes *I. amicitiae*, from, e.g., *I. oetziiana*. ITS sequence data distinguish *I. amicitiae* from this and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 7–20 mm breit, anfangs (sub)konisch, (fast) glockig oder halbrund, später breit konvex oder

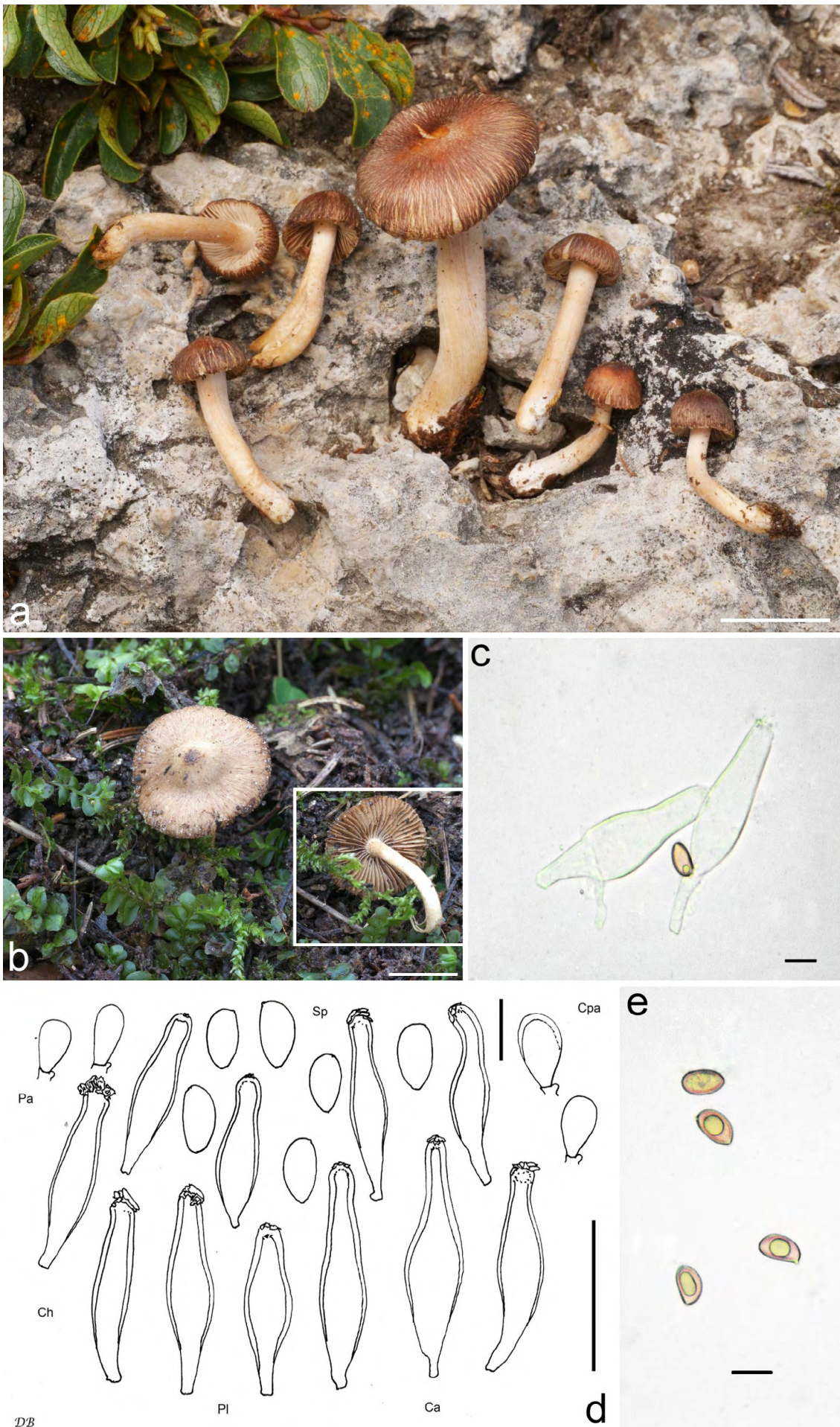


Abb. 6 – *Inocybe amicittiae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901824) (Foto: B. Oertel); b SMNS-STU-F-0901825; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901825); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901824); e Sporen (SMNS-STU-F-0901824).

ausgebreitet, oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand schwach eingebogen bis nach unten gebogen, dann eben; keine Velipellis festgestellt; Farbe braun bis dunkelbraun mit oder ohne rötliche Note (Mu 7.5YR 4/4–4/6; 10YR 3/4–3/6), im Zentrum oft etwas intensiver rötlich; Oberfläche anfangs glatt, später rimulos bis rimos oder fein eingewachsen fibrillos mit angedrückten Fasern; junge Fruchtkörper mit sehr wenigen Resten einer Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 35–45), etwas dicklich, angewachsen bis ziemlich breit angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, später ockerlich mit graulicher bis bräunlicher Note und im Alter beinahe rostfarben oder kupferig getönt braun; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 15–40 × 2–4 mm, gerade oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, später etwas dunkler bis blass strohfarben; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, mit zunehmendem Alter mit bräunlichem Hauch nahe der Basis. **Geruch** unauffällig bis (sub)spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 4/3–4/4, 3/3–3/4), Lamellen, wenn alt, concolor, jung etwas heller, Stiel viel heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,1–9,4–10,5 µm (SD 0,5 µm) × 5,0–5,6–6,6 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,4–1,7–1,9 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid bis (sub)naviculär, mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut bis fast ausgezogen, mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 24–35 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig, und dann Sporen bis 12,5 µm. **Pleurozystiden** 52–66–86 µm (SD 9 µm) × 12–17–22 µm (SD 3 µm); Q = 2,9–4,1–5,3 (SD 0,5) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)utriform, auch subzylindrisch, im Allgemeinen mit kurzem, aber manchmal auch mit längerem und leicht welligem Hals, am Apex zuweilen abgerundet oder subkopfig, gewöhnlich mit kurzem Fuß, Apex mit oder auch ohne Kristalle, Wände bis zu 2,0 (2,5) µm dick am Apex, aber oft gleichmäßig breit an Bauch und Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen, (sub)clavaten bis subovoiden, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–14 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 55–85 × 12–17 µm, meist (sub)utriform, zuweilen etwas deformiert, mit kürzerem oder längerem Hals, mit kürzerem oder längerem Fuß, Apex ohne Kristalle oder mit nur wenigen kleinen Kristallen, Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am

Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit farblosen, (sub)clavaten bis subovoiden, dünn- bis leicht dickwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe amicitiae wurde von uns in subalpiner bis alpiner Höhe in der Schweiz und in Österreich gefunden. Die Kollektion aus subalpiner Höhe war mit Nadelbäumen assoziiert, die Typus-Kollektion mit Zwergweide.

In den Datenbanken finden sich von *I. amicitiae* zwei Fruchtkörper-Sequenzen: als *I. pseudodestructa*, Kanada (UDB024916, UNITE) und als *Inocybe spec.*, Kanada, (UDB034813, UNITE). EcM-Sequenzen sind mehrere vorhanden: an *Dryas integrifolia*, Kanada (JX630901); an *Pseudotsuga menziesii*, Kanada (KM403066); an *Bistorta vivipara*, alpin, Österreich (EF655692); an *Picea spec.*, China (KM588778), alle in GenBank. An Boden-Sequenzen seien beispielhaft aufgezählt: Österreich (EU516707); USA (MK718813), beide in GenBank; Schweiz (UDB03689445); Estland (UDB0555626); Grönland (UDB01988950) und Russland (UDB02150777), jeweils UNITE.

Weitere untersuchte Kollektion:

Österreich, Salzburg, Tamsweg, ÖK25V 3230-Ost, 1460 m ü. NN, von Bächen durchzogener Berghang mit *Picea abies*, 16. Sep. 2020, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901825, DB16-9-20-11).

Wesentliche Charakteristika: ● braune bis dunkelbraune Hutfarbe; ● bis fein eingewachsen faserige Hutoberfläche; ● keine Velipellis festgestellt; ● Stiel nur oben bereift; ● glatte Sporen, Sporengröße im Durchschnitt 9,4 × 5,6 µm; ● meist (sub)utriforme Hymenialzystiden; ● Standort in subalpiner bis alpiner Höhe mit Nadelbäumen, bzw. *Salix*.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. amicitiae*:

● *Inocybe derbschii* Schwöbel & Stangl: u.a. durch reichliche grauliche Velipellis, mit zunehmendem Alter rotbraun werdenden Stiel, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden und Standort normalerweise in niedrigerer Höhe – vgl. SCHWÖBEL & STANGL (1982), BANDINI et al. (2019, Typusstudie) und eigene Beobachtung.

● *Inocybe furfurea* Kühner: u.a. durch oft viel dunklere Hutmitte, weniger glatte Hutoberfläche, kürzere Sporen, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden und Standort normalerweise in niedrigerer Höhe – vgl. u.a.

KÜHNER (1955), SCHWÖBEL & STANGL (1982, als “*I. rufotacta*”), FERRARI (2006, als “*I. rufotacta*”), BANDINI et al. (2019, Typusstudie), KIBBY (2023).

• ***Inocybe jucunda*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch grauliche Velipellis, mit zunehmendem Alter zum Rand hin etwas abgeriebene und/oder stark rimose und dann zweifarbige Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere Sporen und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden sowie Standort normalerweise in niedrigerer Höhe – vgl. BANDINI et al. (2021a).

• ***Inocybe oetziana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch mit zunehmendem Alter subhygrophone Hutoberfläche, höchstens rimose Hutoberfläche und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden, teilweise mit trunkater oder abgerundeter Basis – vgl. Bandini et al. (2021b).

• ***Inocybe otsoi*** Bandini, B. Oertel & Vauras: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, mit zunehmendem Alter subhygrophone Hutoberfläche, weißliche Velipellis, und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – siehe unten.

• ***Inocybe pseudorubens*** Carteret & Reumaux: u.a. durch im Allgemeinen weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden und Standort in niedrigerer Höhe – vgl. CARTERET & REUMAUX (2001) und eigene Beobachtung.

• ***Inocybe rufolutea*** J. Favre: u.a. durch entfernt stehende und weniger Lamellen, im Durchschnitt kürzere, aber breitere Sporen und meist (sub)fusiforme, kürzere Hymenialzystiden – vgl. FAVRE (1955).

• ***Inocybe scolopacis*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch Vorhandensein einer Velipellis, im Durchschnitt schmalere Sporen, meist schmalere subfusiforme Hymenialzystiden und Standort in niedrigerer Höhe – vgl. BANDINI et al. (2021b).

• ***Inocybe thrudiae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch anfangs weißliche Cortina, im Durchschnitt kleinere Sporen und Standort in niedrigerer Höhe – vgl. BANDINI et al. (2023a).

• ***Inocybe ukkoi*** Bandini, B. Oertel & J. Vauras: u.a. durch meist (sub)fusiforme und im Durchschnitt kleinere Hymenialzystiden sowie borealen Standort – vgl. BANDINI et al. (2023a).

DNA-Sequenz: Bei dieser Art werden die Ergebnisse zu den Arten mit der ähnlichsten ITS anscheinend stark von den Alignment- und vielleicht auch BLAST-Parametern beeinflusst. Mit dem hier verwendeten Standardverfahren ist die ITS-analytisch ähnlichste Art *I. ukkoi*, deren Sequenz eine Übereinstimmung von allerdings nur 90 % aufweist, gefolgt von *I. oetziana* und *I. otsoi*.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe derbschii*, *I. furfurea*, *I. jucunda*, *I. oetziana*, *I. pseudorubens*, *I. rufolutea*, *I. scolopacis*, *I. thrudiae* und *I. ukkoi*.

Inocybe cuculi Vauras, Bandini, B. Oertel, Cagnoli & Bizio spec. nov. **Abb. 7**

MycoBank-Nummer: MB 852118

Etymologie: Benannt nach dem Gewöhnlichen Kuckuck (*Cuculus canorus*), einem häufigen Vogel in östlichen Teilen von Finnland, wo auch die Art oft vorkommt.

Holotyp: Finnland, Sompion Lappi, Pelkosenniemi, Kätkävaara, Naturschutzgebiet, Westseite, krautreicher von Quellbächen durchzogener Wald mit *Betula* spec., *Picea abies*, *Alnus incana*, ca. 210 m ü. NN, Grid27E 74537:35395, 26. Aug. 2008, leg. J. Vauras 26317F (Holotyp TUR-A182320; Isotypen DB, AH, GB, H). ITS GenBank Akz. Nr. PP259063, UNITE Akz. Nr. UDB022406).

Diagnosis: *Inocybe cuculi* is a stout species with ochraceous brown to dark brown pileus, up to lanose-squamulose pileus surface, greyish velipellis, up to red-brown stipe, stipe pruinose only near the extreme apex, smooth spores measuring 7.6–10.4 × 4.2–5.8 µm, (av. 9.0 × 5.2 µm), often (sub)cylindrical hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 47–85 × 10–21 µm (av. 65 × 14 µm), and it grows with *Picea abies* on calcareous soil. This combination of characters distinguishes *I. cuculi*, e.g., from *I. griseovelata*, *I. hamadryadis* or *I. tenuicystidiata*. ITS sequence data distinguish *I. cuculi* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 15–63 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später konisch-konvex, konvex oder ausgebreitet, in der Regel mit eher niedrigem, breitem Buckel, Rand zunächst zuweilen eingebogen, später nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper oft mit Resten einer stumpf graulichen Velipellis; Farbe ockerbraun, nussbraun bis dunkelbraun, manchmal mit rötlicher oder schwach orangefarbener Note (Mu 10YR 5/6–5/8, 4/3–4/6, 3/4–3/6; 7.5YR 4/4–4/6, 3/2–3/4), oft etwas blasser in der Mitte, und mit zunehmendem Alter zuweilen etwas blasser zum Rand hin; Oberfläche anfangs fast glatt, aber bald mehr oder weniger filzig bis eingewachsen

faserig oder wollig-aufgeschuppt mit mehr oder weniger aufgerichteten Faserbündeln, im Zentrum manchmal flächig aufgerissen oder rissig, etwas glatter bis fibrillos zum Rand hin; zuweilen aber auch bei zunehmendem Alter gänzlich minimal filzig-rim(ul)os, abfasernd oder in Teilen rissig; junge Fruchtkörper mit Resten einer blass graulichen Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 40–60), angeheftet, schmal oder ausgebuchtet angewachsen, wenig bauchig bis bauchig, anfangs weißlich oder blass graulich, später mit mehr oder weniger gelblicher Note bis hin zu blass ockerlich-bräunlich, graulich-bräunlich oder bräunlich grau; Schneide gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 20–110 × 2–14 mm, meist kompakt, gerade oder gebogen, oft sich leicht zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich und dicht weißlich überfasert, später manchmal deutlich längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich bis blass fleischfarben, später blass gelblich-bräunlich oder bräunlich und mit zunehmendem Alter rötlich, rötlich braun bis hin zu intensiv rotbraun, Basis oft weißlich bleibend; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich, manchmal mit gelblicher Note bis wässerig weißlich im Hut, weißlich, leicht gelblich, zuweilen teilweise leicht bräunlich oder manchmal am Apex oder gänzlich rosa oder rötlich im Stiel, in der Rinde oft roslich-rötlich bis bräunlich. **Geruch** recht schwach, manchmal säuerlich oder (sub)spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit oder ohne rötliche Note bis zu dunkelbraun (Mu 10YR 5/4–5/6, 4/4–4/6; 7.5YR 4/4–4/6, 3/2–3/4), Lamellen im Allgemeinen etwas blasser, Stiel graulich braun bis braun; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen. **Sporen** 7,6–9,0–10,4 µm (SD 0,3 µm) × 4,2–5,2–5,8 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,6–1,7–2,1 (SD 0,1) (n = 320 von 11 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subobtus bis (sub)akut, mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 22–32 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,9 µm. **Pleurozystiden** 47–65–85 µm (SD 5 µm) × 10–14–21 µm (SD 3 µm); Q = 2,9–4,9–6,4 (SD 0,7) (n = 225 von 11 Koll.), recht variabel, (sub)zylindrisch, (sub)fusiform oder (sub)utriform, oder seltener (sub)lageniform, gewöhnlich ohne oder mit nur kurzem Hals, mit kurzem oder längerem Fuß, zuweilen gebogen und gelegentlich mit farblosem amorphem Inhalt, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am Apex, aber meist recht dünnwandig, (beinahe) farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH oder 10 % Ammoniak. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber noch etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen, (sub)clavaten bis subglobosen, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis**

sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–13 µm breiten, mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 45–90 × 10–22 (24) µm, oft (sub)zylindrisch, aber auch (sub)utriform, manchmal mit welligen Wänden, selten subclavat, mit oder ohne Hals, zuweilen beinahe kopfig, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am Apex, (beinahe) farblos oder blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit einigen länglichen farblosen, (sub)zylindrischen bis (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe cuculi wurde im Geröll direkt am Straßenrand in Zentral- bis Nordfinland, in Höhen von 100 bis 260 Metern gefunden. In Finnland hat die Art eine nördliche Ausrichtung, mit gelegentlichen Vorkommen in der südlichen und der nördlichen borealen Zone. Sie wurde auch in den Bergen von Österreich, der Schweiz und Italien in subalpiner Höhe von 1500 bis 1850 m gefunden. *Inocybe cuculi* wächst in von *Picea abies* dominierten Wäldern, in eutrophen Vertiefungen, an Bachrändern und in Straßengraben auf kalkhaltigem Boden. Wir haben sie sowohl auf purem Sandboden wie auf Kieselgeröll und zwischen Moosen oder selbst inmitten von *Sphagnum* gefunden. Sie wächst solitär oder in Gruppen von Juli bis September.

In GenBank findet sich die Fruchtkörper-Sequenz JF908203 (Italien, als *Inocybe spec.*) (siehe unten bei "weitere untersuchte Kollektionen") und eine EcM-Sequenz LC574377 (bei *Salix spec.*, im asiatischen Russland). Und insgesamt gibt es bis jetzt nur eine Bodensequenz: MT095728 (GenBank, europäische Alpen). In UNITE finden sich noch zwei weitere Fruchtkörper-Sequenzen aus Finnland: UDB022387 (als *I. obscurobadia*) und UDB022400 (als *Inocybe spec.*).

Weitere untersuchte Kollektionen:

Finnland, Kainuu, Paltamo, Keräsenvaara Naturschutzgebiet, alt. 190 m, *Picea abies*, *Betula spec.*, 25. Aug. 2018, leg./det. J. Vauras (JV32594F; TUR-A). – Kainuu, Paltamo, Tololanmäki, Kylmänpuro Naturschutzgebiet, 130 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula pubescens*, *Salix spp.*, *Pinus sylvestris*, 20. Aug. 2010, leg. M. Lahti & J. Vauras; det. J. Vauras (JV27641; TUR-A). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Picea abies*, *Betula pubescens*, *Pinus sylvestris*, *Alnus incana*, 16. Aug. 2014, leg./det. J. Vauras (JV306156F; TUR-A). – Kainuu, Puolanka, Joukokylä, Iso Nuottivaara, 130 m ü. NN, *Picea*

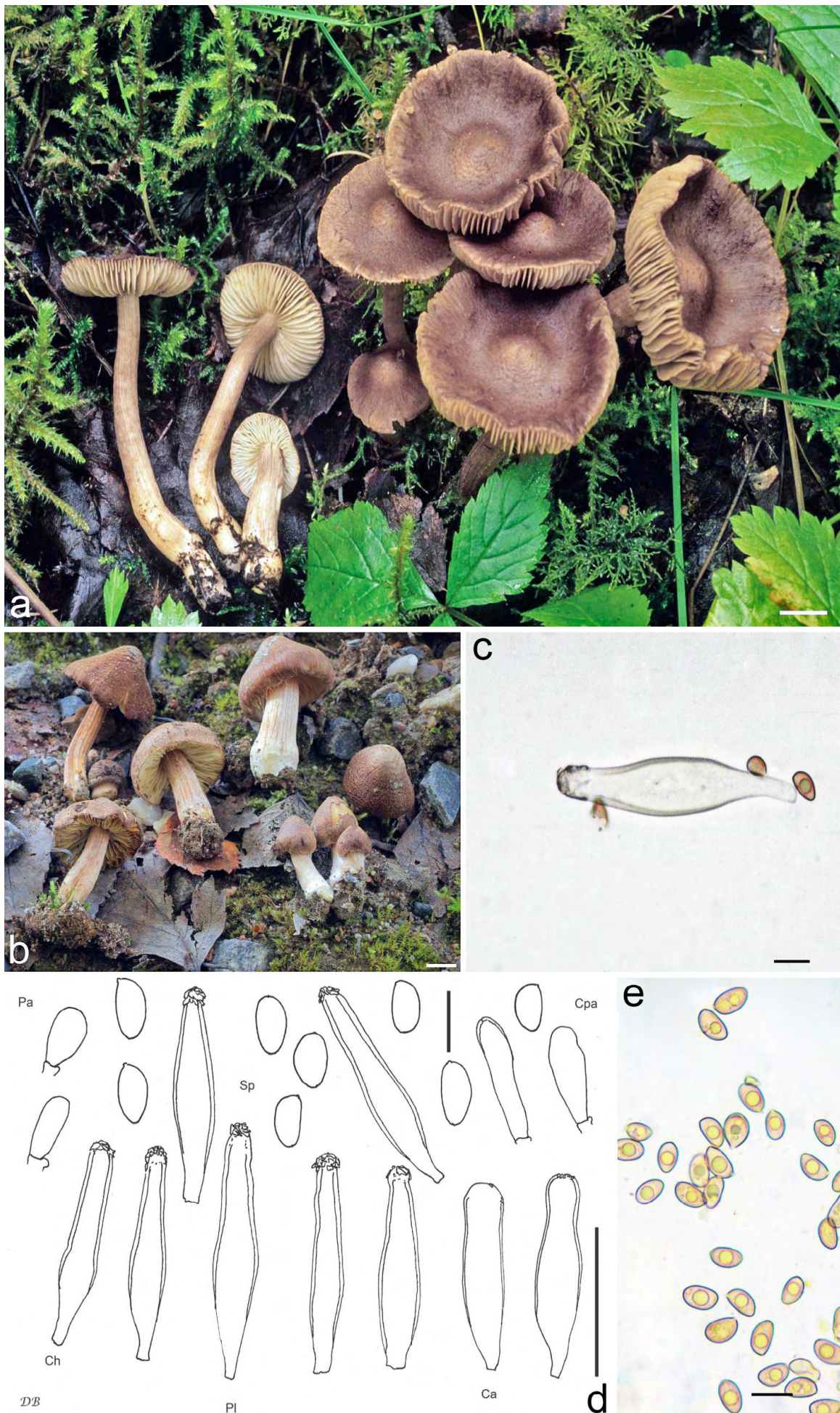


Abb. 7 – *Inocybe cuculi*: a Holotyp (TUR-A182320) (Foto: J. Vauras); b DB19-8-15-29; c Cheilozyte (DB19-8-15-29); d Mikrotafel vom Holotyp (TUR-A182320); e Sporen (DB19-8-15-16).

abies, *Betula spec.*, 30. Aug. 1998, leg. M. Ohenoja; det. J. Vauras (OULU). – Koillismaa, Kuusamo, Liikasenvaara, Tulilammenkangas, 260 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula spec.*, *Pinus sylvestris*, *Alnus incana*, *Salix spp.*, 2. Sep. 1996, leg./det. J. Vauras (JV11776; TUR-A). – Koillismaa, Kuusamo, Oulanka National Park, Ampumavaara, östlich von Puukkosuo, 240 m ü. NN, *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Populus tremula*, *Betula spec.*, 16. Aug. 2009, leg./det. J. Vauras (JV26950F; TUR-A). – Koillismaa, Kuusamo, Oulanka National Park, Ampumavaara, *Picea abies*, *Salix spec.*, *Alnus incana*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, 19. Aug. 2015, leg. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras; det. J. Vauras (DB19-8-15-11). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, *Alnus incana*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 19. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (DB19-8-15-15). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, *Alnus incana*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 19. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (DB19-8-15-16). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, *Alnus incana*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 19. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (DB19-8-15-19). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, *Alnus incana*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 19. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (DB19-8-15-26). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, *Alnus incana*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 19. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (DB19-8-15-29). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Picea abies*, *Betula spec.*, *Pinus sylvestris*, *Populus tremula*, *Salix caprea*, 19. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (JV31104F; TUR-A). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 20. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel (DB20-8-15-19). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Populus tremula*, 22. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (JV31117; TUR-A). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Populus tremula*, 22. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (JV3111F; TUR-A). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Pinus sylvestris*, *Betula sp.*, *Picea abies*, 25. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (DB25-8-15-16). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Pinus sylvestris*, *Betula sp.*, *Picea abies*, 25. Aug. 2015, leg./det. D. Bandini, B. Oertel & J. Vauras (JV31133F; TUR-A). – Perä-Pohjanmaa, Rovaniemi, Pisavaara Naturschutzgebiet, südlich von Kuusilaki, 180 m ü. NN, *Picea abies*, *Populus tremula*, 3. Sep. 2012, leg./det. J. Vauras (JV29222; TUR-A). – Pohjois-Savo, Kuopio, Vuorilampi Naturschutzgebiet, 100 m ü. NN, *Picea abies*, *Alnus incana*, 23. Aug. 1981 leg./det. J. Vauras (JV3120; TUR-A). – Ibidem, 22. Aug. 1982, leg./det. J. Vauras (JV1354; TUR-A). – Ibidem, 2. Sep.

1983, leg./det. J. Vauras (JV1540F; TUR-A). – Ibidem, 22. Jul. 1984, leg./det. J. Vauras (JV1639; TUR-A). – Ibidem, 22. Aug. 1984, leg./det. J. Vauras (JV1688; TUR-A). – Sompion Lappi, Pelkosenniemi, Akanvaaran lehto Naturschutzgebiet, 170 m ü. NN, *Betula pubescens*, *Picea abies*, *Salix spp.*, *Pinus sylvestris*, 20. Aug. 2009, leg. K. Kokkonen & J. Vauras; det. J. Vauras (JV27011; TUR-A). – Ibidem, 20. Aug. 2009, leg. K. Kokkonen & J. Vauras; det. J. Vauras (JV27016F; TUR-A; DB20-8-9-Vauras). – Sompion Lappi, Pelkosenniemi, Kätkävaaran lehto Naturschutzgebiet, 210 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula spec.*, *Pinus sylvestris*, *Alnus incana*, *Salix spp.*, 21. Aug. 2009, leg./det. J. Vauras (JV27047F; TUR-A). – Ibidem, 21. Aug. 2009, leg./det. J. Vauras (JV27048F; TUR-A183344; GenBank Akz. Nr. PP259065). – **Italien**, Veneto, Belluno, Falcade, Le Buse, 1854 m ü. NN, *Picea abies*, *Larix decidua*, *Corylus avellana*, *Alnus alnobetula*, 3. Sep. 2001, leg./det. E. Bizio (MCVE21502; TUR-A216822; GenBank Akz. Nr. JF908203). – **Österreich**, Salzburg, Zederhaus, Riedingtal, ÖK25V 3229-Ost, 1500 m ü. NN, *Picea abies*, 18. Sep. 2020, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901823; DB18-9-20-23; GenBank Akz. Nr. PP274028). – **Schweiz**, Ticino, Pian Segno, 1600 m ü. NN, *Picea abies*, 22. Aug. 2018, leg./det. R. Cagnoli (TUR-A; GenBank Akz. Nr. PP259064). – Ibidem, 11. Aug. 2019, leg./det. R. Cagnoli (TUR-A).

Wesentliche Charakteristika: ● stumpige und oft recht große Fruchtkörper; ● ockerbraune bis dunkelbraune Hutfarbe; ● mit zunehmendem Alter gewöhnlich wollig-aufgeschuppte Hutoberfläche mit mehr oder weniger aufgerichteten Faserbündeln; ● stumpf grauliche Velipellis; ● mit zunehmendem Alter bis zu rotbraunem Stiel; ● Stiel nur ganz oben bereift; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,0 × 5,2 µm; ● recht variabel geformte, (sub)zylindrische, (sub)fusiforme oder (sub)utriforme Hymenialzystiden; ● Standort auf kalkhaltigem Boden, oft auf Geröll oder kiesigem Grund mit *Picea abies*.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. cuculi*:

● ***Inocybe costinitii*** Bizio, G. Ferisin & F. Dovana: u.a. durch weißliche Velipellis, im Allgemeinen glattere Hutoberfläche, blässeren Stiel und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. BIZIO et al. (2016), BANDINI et al. (2021b).

● ***Inocybe derbschii*** Schwöbel & Stangl: u.a. durch im Allgemeinen glattere Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. SCHWÖBEL & STANGL (1982).

- ***Inocybe griseovelata*** Kühner: u.a. durch glattere Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter blasserer Stiel, größere Sporen und längere und schmalere Caulozystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2022a).
- ***Inocybe grusiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch glattere Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter blasserer Stiel, größere Sporen und längere Caulozystiden – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe hamadryadis*** Rodr.-Campo, Bandini & Olariaga: u.a. durch Stiel ohne rötliche Töne, im Durchschnitt kürzere Sporen und Hymenialzystiden oft mit mehr oder weniger welligen Wänden – vgl. RODRÍGUEZ-CAMPO et al. (2023).
- ***Inocybe laurina*** Bandini, B. Oertel & C. Hahn: u.a. durch weißliche Velipellis, im Allgemeinen glattere Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter blasserer Stiel und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe obscurobadia*** (J. Favre) Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch (laut Protolog) kleinere Fruchtkörper und glattere Hutoberfläche sowie kürzere, aber breitere Sporen und oft (sub)kopfige Hymenialzystiden – vgl. FAVRE (1955), GRUND & STUNTZ (1977), BANDINI et al. (2021b, Typusstudie).
- ***Inocybe plurabellae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch glattere, oft wie aufgeraute Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter blasserer Stiel, im Durchschnitt größere Sporen und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe rivierana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch nur leicht warzige bis fein aufschuppende Hutoberfläche, größere Sporen und Hymenialzystiden oft mit welligen Wänden – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe subnudipes*** Kühner: u.a. durch im Allgemeinen stark eingewachsen faserige Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter blasserer Stiel, kleinere Sporen und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden, oft mit mehr oder weniger welligen Wänden – vgl. FAVRE (1955) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe tenuicystidiata*** E. Horak & Stangl: u.a. durch mit zunehmendem Alter meist zum Rand hin stark ausblässende Hutfarbe, im Allgemeinen glattere Hutoberfläche und Hymenialzystiden oft mit welligen Wänden – vgl. HORAK & STANGL (1980), BANDINI et al. (2021b) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch glattere Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Sporen und meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), STANGL (1974), BANDINI et al. (2021b) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe zethi*** Bandini & Arnolds.: u.a. durch weißliche Velipellis, größere Sporen, längere Hymenialzystiden und schmalere Caulozystiden – vgl. BANDINI et al. (2022c).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. cuculi* in der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe costinitii*, *I. derbschii*, *I. grusiana*, *I. hamadryadis*, *I. laurina*, *I. obscurobadia*, *I. plurabellae*, *I. rivierana*, *I. subnudipes*, *I. tenuicystidiata*, *I. virgatula* und *I. zethi*.

Kommentar: Zwar liegt vom Holotyp keine LSU-Sequenz vor, aber die Sequenz von SMNS-STU-F-0901823 (DB18-9-20-23) umfasst auch die LSU.

Inocybe donata Bandini, J. Kruse & B. Oertel spec. nov. **Abb. 8**

MycoBank-Nummer: MB 852119

Etymologie: Lateinisch “geschenkt”, da der Erstautorin die Typuskollektion an einem ansonsten unergebigen Tag als ein Geschenk der Natur erschienen ist.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Neuburg-Schrobenhausen, Brunnen, Hohenried, TK25 7334/3, 445 m ü. NN, Wegrand mit *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, *Quercus robur*, 28. Sep. 2022, leg. D. Bandini & J. Christan (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901821; Isotypen DB28-9-22-9, POLL 0060000788). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274019.

Diagnosis: *Inocybe donata* has a reddish-hued brown to chestnut-brown pileus colour, up to minutely rimulose pileus surface, a whitish velipellis, a stipe pruinose only near the apex with thickened to bulbous base, smooth spores measuring 9.2–11.5 µm (av. 10.0 µm) × 5.6–6.9 µm (av. 6.2 µm), mostly (sub)fusiform or (sub)utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 38–73 µm (av. 56 µm) × 11–22 µm (av. 15 µm), and it grows on basic soil. This combination of characters distinguishes *I. donata* from, e.g. *I. nitidiuscula* or *I. laurina*. ITS sequence data distinguish *I. donata* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5–25 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand nach unten gebogen bis eben; junge Fruchtkörper mit dünnen Resten einer weißlichen Velipellis, die zuweilen auch später im Zentrum sichtbar ist; Farbe braun mit leicht rötlichem Hauch bis hin zu kastanienbraun (Mu 7.5YR 4/3–4/6; 5YR 4/2–4/6),

etwas blasser zum Rand hin und im Zentrum zuweilen weißlich aufgrund der Velipellis; Oberfläche oft recht lange glatt, zuweilen mit zunehmendem Alter minimal rimulos, selten leicht rissig; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Cortina. **Lamellen** recht entfernt stehend (ca. 50–70), dicklich, angewachsen, wenig bauchig bis bauchig, anfangs weißlich, später ockerlich-bräunlich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 20–45 × 1–2 mm, gerade oder gebogen, Basis zumindest verdickt oder mit rundlicher Knolle, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, blass fleischfarben bis blass rötlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, blass rötlich im Stiel, vor allem am Apex. **Geruch** spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun bis dunkelbraun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 4/3–4/6; 5YR 4/2–4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 9,2–10,0–11,5 µm (SD 0,4 µm) × 5,6–6,2–6,9 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,4–1,6–1,7 (SD 0,1) (n = 80 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, ohne oder in der Regel mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut. **Basidien** 22–29 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 38–56–73 µm (SD 6 µm) × 11–15–22 µm (SD 2 µm); Q = 2,5–3,8–5,2 (SD 0,6) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)fusiform oder (sub)utriform, im Allgemeinen ohne oder mit nur kurzem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, zuweilen mit trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (2,0, bei der alpinen Kollektion auch bis zu 3,0) µm dick am Apex, aber meist gleichmäßig breit an Bauch und Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen, (sub)clavaten bis subovoiden, dünn- bis leicht dickwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–13 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 45–75 × 10–15 µm, (sub)fusiform bis (sub)utriform, mit kurzem oder längerem Hals, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (bei der alpinen Kollektion bis 2,5) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit einigen farblosen, (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe donata wurde auf basischem Boden gefunden. Da jeweils Laub- und Nadelbäume vorhanden waren, können erst weitere Funde Aufschluss über

Präferenzen der Art bezüglich ihrer Mykorrhiza-Partner geben, allerdings sprechen die im folgenden genannten Bäume dafür, dass die Art mit Nadelbäumen assoziiert ist.

In den Datenbanken finden sich von *I. donata* keine Fruchtkörper-Sequenzen. An EcM-Sequenzen seien genannt: an *Pinus heldreichii*, Montenegro (KY322599) an *Picea crassifolia*, China (LC203781 und LC205201) und an *Abies sachalinensis*, Japan, (LC523851), alle in GenBank. An Boden-Sequenzen können beispielhaft genannt werden: europäische Alpen (MT095810), in GenBank, Estland (UDB0131791) und Georgien, (UDB03727809), beide in UNITE.

Weitere untersuchte Kollektion:

Schweiz, Graubünden, Flims, Lag la Cauma (Caumasee), 1100 m ü. NN, Mischwald, 10. Aug. 2009, leg. J. Kruse; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STUF-0901822; DB10-8-9-2-Kruse; GenBank Akz. Nr. PP274021).

Wesentliche Charakteristika: • schwach rötlich getönte braune bis kastanienbraune Hutfarbe; • meist glatte bis minimal rimulose Hutoberfläche; • weißliche Velipellis; • verdickte bis knollige Stielbasis; • glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 10,0 × 6,2 µm; • meist (sub)fusiforme bis (sub)utriforme Hymenialzystiden; • Standort auf basischem Boden.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. donata*:

• ***Inocybe alberichiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch grauliche Velipellis, subhygrophane Hutoberfläche, im Allgemeinen nicht verdickte oder knollige Stielbasis, kleinere Sporen und Hymenialzystiden oft mit recht langem und manchmal welligem Hals – vgl. BANDINI et al. (2021b).

• ***Inocybe astraiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch mit zunehmendem Alter meist weniger glatten, zum Rand hin ausblässenden Hut, nie knollige Stielbasis und kleinere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2020a).

• ***Inocybe carneicaulis*** E. Ludw.: u.a. durch grauliche Velipellis, nie knollige Stielbasis und größere Sporen – vgl. LUDWIG (2017) und eigene Beobachtung.

• ***Inocybe clandestina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch im Zentrum des Hutes oft dunklere Hutfarbe, weniger glatte Hutoberfläche, grauliche Velipellis und kleinere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2021b).

• ***Inocybe filiana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch weniger glatte Hutoberfläche, nie knollige Stielbasis, kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2022b).



Abb. 8 – *Inocybe donata*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901821); b SMNS-STU-F-0901822 (Foto: J. Kruse); c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901821); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901821); e Sporen (SMNS-STU-F-0901822).

● ***Inocybe involuta*** Kuyper: u.a. durch im Allgemeinen mehr Lamellen, nie knollige Stielbasis, im Durchschnitt kleinere Sporen und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. KUYPER (1989) und eigene Beobachtung.

● ***Inocybe laurina*** Bandini, B. Oertel & C. Hahn: u.a. durch weniger glatte Hutoberfläche, anfangs reichliche Velipellis, im Durchschnitt kürzere Sporen, längere Hymenialzystiden und längere Caulozystiden – vgl. BANDINI et al. (2020a).

● ***Inocybe nemorosa*** (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch nie knollige Stielbasis, kleinere Sporen und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. HEIM (1931), GRUND & Stuntz (1968) und eigene Beobachtung.

● ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. durch mehr Lamellen, im Allgemeinen keine knollige Stielbasis, im Durchschnitt längere Sporen, sich typischerweise zum Apex hin verengende Zystiden und längere Caulozystiden – vgl. BRITZELMAYR (1891), STANGL (1983), KUYPER (1986), STANGL (1989), MARCHETTI et al. (2014).

● ***Inocybe pseudodestructa*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch mit zunehmendem Alter weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt kleinere Sporen und sehr lange und schmale Caulozystiden – vgl. STANGL & VESELSKÝ (1973), REUMAUX (1984), BANDINI et al. (2019, Typusstudie).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. astraiana*, *I. audens*, *I. laurina* und *I. queletii*, deren ITS eine Übereinstimmung von 90 % aufweist.

Kommentar: Auch wenn *I. audens* Bandini, Christan & Dondl und *I. queletii* Konrad genetisch *I. donata* ähnlich sind, besteht keinerlei Verwechslungsgefahr. Es handelt sich bei Letzteren um recht hellhütige, stämmige, oft große Frühjahrsarten (zu näheren Details vgl. KONRAD 1929; KUYPER 1986; STANGL 1989; BANDINI et al. 2021a).

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe alberichiana*, *I. astraiana*, *I. clandestina*, *I. filiana*, *I. involuta*, *I. laurina* und *I. pseudodestructa*.

Inocybe eviana Dondl, Bandini & B. Oertel spec. nov. **Abb. 9**

MycoBank-Nummer: MB 852240

Etymologie: Gewidmet Evi Dondl, der verstorbenen Schwester des Finders, die im Oktober 2019 in der Gegend des Fundorts ihren letzten Urlaub verbrachte.

Holotyp: Italien, Toscana, Arezzo, Castiglion Fiorentino, Cantalena, an der Forststraße am Nordhang im Tal des Wildbachs Nestore zwischen den Ortschaften Toppo di Moro und Panchigiano 43°20'12.04"N, 12° 0'22.28"E, 570 m ü. NN, mit *Quercus spec.*, 9. Okt. 2019, leg. M. Dondl (Holotyp STU SMNS-STUF-0901841; Isotypen DB9-10-19-Dondl, MD-Inocybe-2019-01). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP235790.

Diagnosis: *Inocybe eviana* has a greyish brown often mottled pileus colour, an up to villose-lanose pileus surface, a beige-greyish velipellis, a stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring 7.1–10.1 µm (av. 8.6 µm) × 4.3–5.7 µm (av. 5.0 µm), mostly (sub)utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 42–74 µm (av. 62 µm) × 11–15 µm (av. 13 µm), and it grows in Mediterranean habitat with *Fagaceae*. This combination of characters distinguishes *I. eviana* from, e.g., *I. flocculosa*, *I. tigrina* or *I. semifulva*. ITS sequence data distinguish *I. eviana* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 10–25 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, im Allgemeinen mit ausgeprägtem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen bis nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit reichlichen Resten einer beige-graulichen Velipellis; Farbe graulich-bräunlich (Mu 10YR 5/3–5/4, 4/3–4/4), oft mit dunkler braunen Streifen auf blasserem Untergrund meliert und oft etwas dunkler im Zentrum; Oberfläche anfangs zottig-wollig, später oft filzig; junge Fruchtkörper mit Resten einer Cortina. **Lamellen** recht entfernt stehend (ca. 25–35), recht breit bis breit angewachsen, eben bis bauchig, anfangs weißlich-graulich, später graulich mit bräunlichem Hauch; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 20–35 × 2–3 mm, gerade oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, dann glatt, anfangs weißlich, später beige; außergewöhnlich grob und spärlich und nur oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, wässrig weißlich oberhalb der Lamellen, creme-weißlich im Stiel, mit zunehmendem Alter gelegentlich blass roslich-bräunlich in der Rinde und

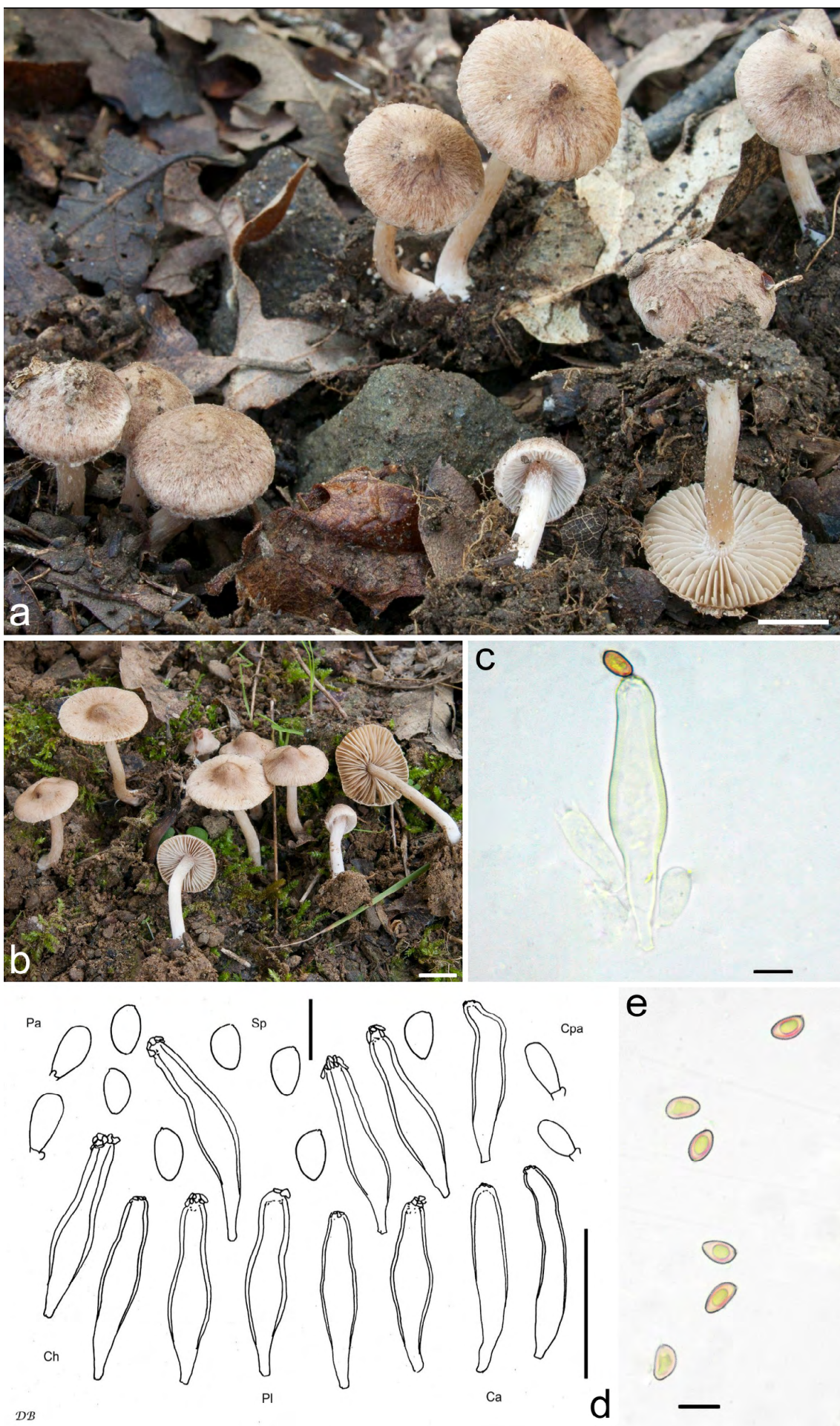


Abb. 9 – *Inocybe eviana*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901841) (Foto: M. Dondl); b DB18-10-17-Dondl (Foto: M. Dondl); c Cheilozystide (SMNS-STU-F-0901841.); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901841); e Sporen (SMNS-STU-F-0901841).

nahe der Basis, Basis weißlich. **Geruch** subspermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut graulich-bräunlich (Mu 10YR 4/3–4/4), Lamellen und Stiel heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,1–8,6–10,1 μm (SD 0,6 μm) \times 4,3–5,0–5,7 μm (SD 0,3 μm); Q = 1,4–1,7–2,0 (SD 0,2) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, in der Regel ohne, manchmal mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subobtus. **Basidien** 24–28 \times 7–10 μm , im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,0 μm . **Pleurozystiden** 42–62–74 μm (SD 9 μm) \times 11–13–15 μm (SD 1 μm); Q = 3,6–4,8–6,5 (SD 2) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)utriform, auch (sub)fusiform, selten sublageniform, Übergang zwischen Bauch und Hals oft deutlich markiert, im Allgemeinen mit kurzem oder etwas längerem und manchmal welligem Hals, und oft mit langem, sich verjüngenden und manchmal leicht welligen Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (3,5) μm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** im Allgemeinen etwas kürzer und variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4–11 μm breiten, locker verwobenen, schwach dickwandigen, mit gelblichem parietalem Pigment blass olivgelb inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren, schwächer pigmentierten, etwas dickwandigeren und kürzer septierten Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 50–80 \times 8–13 μm , meist (sub)zylindrisch, oft mit welligen Wänden, auch (sub)utriform, gelegentlich am Übergang zum Hals mit einer buckelartigen Ausbuchtung und/oder mehr oder weniger stark gebogen, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1.0 (2.0) μm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; selten vermischt mit farblosen, (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe eviana wurde in mediterranem Habitat in Italien bei *Fagaceae* gefunden.

In den Datenbanken finden sich keine Fruchtkörper-Sequenzen, jedoch 6 Boden-Sequenzen aus zwei europäischen Ländern: Beispielhaft seien UDB0218473 (UNITE, Estland) und UDB0810333 (UNITE, Schweden) genannt.

Weitere untersuchte Kollektion:

Italien, Toscana, Arezzo, Castiglion Fiorentino, Cantalena, an der Forststraße am Nordhang im Tal des Wildbachs Nestore zwischen den Ortschaften Toppo di Moro und Panchigiano in einem Wäldchen mit

Castanea sativa, in der Nähe einer Quelle, 18. Okt. 2017, leg. M. Dondl; det. M. Dondl, D. Bandini & B. Oertel (DB18-10-17-Dondl).

Wesentliche Charakteristika: • graulich-bräunliche, oft melierte Hutfarbe; • filzig bis zottig-wollige Hutoberfläche; • beige-grauliche Velipellis; • Stiel nur oben bereift; • glatte Sporen, Sporengröße im Durchschnitt 8,6 \times 5,0 μm ; • meist (sub)utriforme Hymenialzystiden; • Standort mediterran mit *Fagaceae*.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. eviana*:

• ***Inocybe devina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch mit zunehmendem Alter oft intensiven Farbkontrast im Hut, reichliche weißliche Cortina, im Durchschnitt größere Sporen und Standort auf verrottendem Holz von *Fagus* – vgl. BANDINI et al. (2022c).

• ***Inocybe flocculosa*** Sacc.: u.a. durch nicht oft melierte Hutfarbe, bis zu mehr oder weniger aufschuppender Hutoberfläche, meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden mit stärkerer Reaktion auf KOH und Caulozystiden oft mit langem und etwa welligem Hals – vgl. SACCARDO (1887), KUYPER (1986), STANGL (1989), LUDWIG (2017).

• ***Inocybe parvipileus*** E. Ludw.: u.a. durch im Allgemeinen nicht melierte Hutoberfläche, bis eingewachsen faserige Hutoberfläche, spinnwebartige Velipellis, größere Sporen und Standort bei Nadelbäumen in eher gemäßigttem Habitat – vgl. LUDWIG (2017) und eigene Beobachtung.

• ***Inocybe rimosobispora*** Bizio, Esteve-Rav. & Contu: u.a. durch fehlende Velipellis, meist 2-sporige Basidien und größere Sporen – vgl. BIZIO et al. (2005) und eigene Beobachtung.

• ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch im Allgemeinen nicht melierte Hutoberfläche, weißliche Velipellis, im Durchschnitt größere Sporen und oft subkopfige Hymenialzystiden – vgl. GRUND & STUNTZ (1981), BANDINI (2014) und eigene Beobachtung.

• ***Inocybe tigrina*** R. Heim: u.a. durch allenfalls flüchtige grauliche Velipellis, im Durchschnitt längere Sporen, Hymenialzystiden mit recht langem und oft leicht welligem Hals und meist (sub)lageniforme Caulozystiden mit recht langem Hals – vgl. HEIM (1931), BANDINI et al. (2021b).

• ***Inocybe zethi*** Bandini & Arnolds: u.a. durch glattere Hutoberfläche, weißliche Velipellis, größere Sporen und deutlich längere Hymenialzystiden – BANDINI et al. (2022c).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. zethi* und *I. rimosobispora*, deren ITS jeweils eine Übereinstimmung von 92 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene

Typus-Sequenzen von: *Inocybe devina*, *I. parvipileus*, *I. rimosobispora*, *I. tigrina* und *I. zethi*.

Inocybe jovis Bandini, E. Larss., B. Oertel, Vauras & Zitzmann spec. nov. **Abb. 10**

MycoBank-Nummer: MB 852120

Etymologie: Nach Jupiter, dem höchsten Gott der Römer, da die Art u.a. in großer Höhe gefunden wurde.

Holotyp: Schweiz, Graubünden, Surselva, Tujetsch, Oberalppass, Pazolastock, Nordhang, TK25 1232, 2510 m ü. NN, *Salix herbacea*, 23. Sep. 2016, leg. B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901819; Isotypen DB23-9-16-1b, O, TUR-A 216827). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274027.

Diagnosis: *Inocybe jovis* has a nut-brown to dark brown pileus colour, up to sublanose or villose pileus surface, a whitish velipellis, stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring 9.5–15.9 µm (av. 11.4 µm) × 5.4–7.6 µm (av. 6.3 µm), often (sub)utriform, rather long hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 49–91 µm (av. 69 µm) × 9–20 µm (av. 15 µm), and it grows in arctic and alpine zone, but also in the hemiboreal and in lower altitudes, with dwarf *Salix*, *Betula* or with conifers. This combination of characters distinguishes *I. jovis* from, e.g., *I. maculipes*, *I. galactica* or *I. tenebricoides*. ITS sequence data distinguish *I. jovis* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 10–36 mm breit, anfangs (sub)konisch bis (fast) glockig oder halbrund, später breit konvex oder ausgebreitet, fast ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem, breitem Buckel, Rand zunächst mitunter eingebogen oder nach unten gebogen bis eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit reichlichen Resten einer weißlichen Velipellis, die auch bei älteren Fruchtkörpern zuweilen sichtbar ist; Farbe nussbraun bis dunkelbraun, meist mit etwas schwachem rötlichen Hauch, zuweilen aber auch kastanienbraun (Mu 10YR 5/8, 4/6; 7.5YR 4/4–4/6; 5YR 4/3–4/6, 3/3–3/4); Oberfläche anfangs glatt oder minimal filzig, später filzig bis fast wollig und mit zunehmendem Alter und/oder aufgrund von Witterungsverhältnissen manchmal zerfasert mit angedrückten Fasern oder Oberfläche teilweise gänzlich abgerieben; junge Fruchtkörper mit reichlichen Resten einer weißlichen Cortina,

die vom Rand herabhängen. **Lamellen** recht entfernt stehend (ca. 35–45), oft etwas dicklich, angewachsen bis breit angewachsen, bauchig, anfangs schmutzig strohfarben, bald ockerlich in unterschiedlicher Intensität bis braun mit fuchsiger oder kupferig-rötlicher Note; Schneide gezähnt, anfangs weißlich, später concolor. **Stiel** 10–35 × 2–13 mm, gerade oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig, netzig oder glatt, bräunlich bis ziemlich dunkelbraun; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich, später wässerig bräunlich im Hut, (wässerig) bräunlich im Stiel, schmutzig weißlich in der Stielbasis; auf Druck etwas gelblich werdend. **Geruch** unbestimmt, aber leicht fruchtig im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun bis dunkelbraun (Mu 10YR 4/4–4/6, 3/3–3/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen. **Sporen** 9,5–11,4–15,9 µm (SD 0,9 µm) × 5,4–6,3–7,6 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,4–1,8–2,5 (SD 0,2) (n = 265 von 11 Koll.), glatt, meist länglich (sub)amygdaloid, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut bis manchmal fast ausgezogen. **Basidien** 27–34 × 4–11 µm, im Allgemeinen 4-sporig, aber auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 49–69–91 µm (SD 7 µm) × 9–15–20 µm (SD 2 µm); Q = 3,7–4,9–8,2 (SD 0,8) (n = 170 von 11 Koll.), meist recht lang und schmal, oft (sub)utriform, aber auch subzylindrisch, (sub)fusiform, selten sublageniform, in jeder Kollektion einige mit mehr oder weniger welligen Wänden, oft subkopfig, manchmal mit abgerundetem Apex und mit kappenartigem Exsudat, ohne, mit kurzem oder mit längerem Hals, im Allgemeinen mit kurzem, manchmal abgerundeten Fuß, Apex mit oder ohne Kristalle, Wände bis zu 2,0 (3,0) µm dick am Apex, beinahe farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen bis blass bräunlichen, meist (sub)clavaten, dünn- bis leicht dickwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3–12 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 50–80 × 10–15 µm, meist (sub)utriform, mit kurzem oder längerem Hals, mit kurzem Fuß, Apex mit oder ohne Kristalle, Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am Apex, beinahe farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit farblosen oder etwas bräunlichen, länglichen, dünnwandigen Cauloparazystiden und segmentierten, dünnwandigen, hyphoiden Elementen. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe jovis wurde in alpiner Höhe, in hemiborealer und arktischer Zone allerdings auch in niedrigeren Höhen gefunden, meist auf kalkhaltigem Boden mit Zwergweiden, Birke, bzw. Nadelbäumen.

Von *I. jovis* sind in den Datenbanken drei Fruchtkörper-Sequenzen zu finden: JF908217 (GenBank, als *Inocybe maculipes*, Italien), UDB024671 (UNITE, Estland, in einem Kiefernforst, als *Inocybe spec.*) und UDB024686 (UNITE, Estland, als *Inocybe spec.*). An EcM-Sequenzen können angeführt werden: KF617562 (GenBank, Alaska, aus Erde bei *Picea mariana*) und UDB027281 (UNITE, bei *Salix polaris*, Spitzbergen). In GenBank finden sich Boden-Sequenzen aus Italien (MT095718) und China (LS983514). Ferner sind in UNITE äußerst viele Boden-Sequenzen genannt, mit einem deutlichen Schwerpunkt aus Grönland (UDB02117012, UDB02117025, UDB02117242 etc.). *Inocybe jovis* scheint demnach in subalpinem oder alpinem Gelände vergleichsweise häufig zu sein. In UNITE finden sich, als Beispiele, noch Boden-Sequenzen aus Estland (UDB077590), Norwegen (UDB01858521), Russland (UDB02151031) und Thailand (UDB03642338).

Weitere untersuchte Kollektionen:

Estland, Harjumaa, Lahemaa Nationalpark, Gemeinde Kuusalu, Juminda poolsaar, nördlicher Teil, SW von Tapurla, Rand einer sandigen Straße mit *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 19. Sep. 2009, leg. J. Vauras; det. E. Larsson (TUR-A 183387; DB19-9-9-2-Vauras-JV27222F). – Hiiumaa, Gemeinde Kõrgessaare, Luidja, Palli, Campingplatz, offener Wald mit *Pinus sylvestris* am Meeresufer, auf feinem Sand auf altem Pfad, 24. Sep. 2010, leg. J. Vauras; det. E. Larsson (TUR-A 190229; DB24-9-10-2-Vauras-JV27878F). – **Italien**, Veneto, Belluno, Passo di Giau-Colle Santa Lucia, in alpinem Habitat auf kalkhaltigem Boden, mit *Dryas octopetala*, *Salix retusa*, 22. Aug. 2015, leg. E. Campo; det. E. Larsson (TUR-A 203672; DB22-8-15-Campo). – **Norwegen**, Sør-Trøndelag, Gemeinde Oppdal, Dovrefjell Nationalpark, Westhang von Knutshøa, bei Blesebecken, ca. 1150 m ü. NN, alpiner, recht feuchter Uferbereich eines Baches, *Betula nana*, Zwerg-*Salix spec.*, 22. Aug. 2012, leg. J. Vauras; det. E. Larsson (TUR-A 198400; DB22-8-12-1-Vauras-JV29088F). – Svalbard, Spitzbergen, Nordenskiöld land, Bolterdalen, arktischer Standort mit *Salix polaris* und *Bistorta vivipara*, 13. Aug. 2015, leg./det. E. Larsson (EL87A-15; GB-0243248). – Innlandet, Folldal, See Råtåsjaøen bei Dalholen, 1180 m ü. NN, basischer Boden mit *Salix reticulata*, *Salix herbacea*, 20. Aug. 2022, leg. B. Oertel & G. Schmidt-Stohn; det. B. Oertel & D. Bandini (DB20-8-22-4b). – **Österreich**, Salzburg, Pinzgau, Steinernes Meer, nördlich von Riemannhaus, ÖK25V

3221-Ost, ca. 2100 m ü. NN, *Salix sp.*, *Dryas octopetala*, 19. Aug. 2016, leg. H. Zitzmann; det. D. Bandini & B. Oertel (DB19-8-16-Zitzmann). – Tirol, Reutte, Ehenbichl, in der Nähe des Lechufers, ÖK25V 2215-West, 845 m ü. NN, erhöhter Pfad mit *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, 6. Okt. 2022, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901820; DB6-10-22-10; GenBank Akz. Nr. PP274020). – **Schweden**, Lule lappmark, Jokkmokk, Padjelanta Nationalpark, Arranoaijvve, auf der Nordseite des Sees Vastenjaure, ca. 880 m ü. NN, alpiner Standort mit *Salix herbacea*, 11. Aug. 2016, leg. J. Vauras; det. E. Larsson (TUR-A 204590; GB; DB11-8-16-2-Vauras-JV31459F). – Lule lappmark, Jokkmokk, Padjelanta Nationalpark, nördlicher Teil, Nordseite von Slahpejávrrre, ca. 780 m ü. NN, unterhalb von Kalksteinklippe mit *Salix herbacea*, 14. Aug. 2016, leg. J. Vauras; det. E. Larsson (TUR-A 204344; GB; DB14-8-16-2-Vauras-JV31522F). – Lule lappmark, Jokkmokk, Padjelanta Nationalpark, Unna Drugge, alpine Heide auf kalkhaltigem Boden, feucht mit *Salix herbacea*, 791 m ü. NN, 15. Aug. 2016, leg./det. E. Larsson (EL149-16; GB-0243245). – Pite lappmark, Arjeplog, Rivatjähkkå, nordöstlich von Skärrim, 7408405 1505307, alpine Heide auf kalkhaltigem Boden mit *Betula nana*, 15. Aug. 2018, leg. E. Larsson, J. Vauras, J.B. Jordal & H. Croneborg; det. E. Larsson (EL205-18; GB-0243244; DB15-8-18-Larsson). – Lycksele lappmark, Arjeplog, Südhang von fjeld Årjep Rivatjähkkå, c. N: 74062, E: 54102, c. 720 m ü. NN, leicht kalkhaltiger seichter Hangbereich mit *Betula nana* und Büschen unterschiedlicher *Salix*-Arten, 15. Aug. 2018, leg. J. Vauras; det. E. Larsson (TUR-A 208255; GB; DB15-8-18-Vauras-JV32552F). – Lycksele lappmark, Tärna, Atoklimpen, in subalpinem Birkenwald, 17. Aug. 2015, leg./det. E. Larsson (EL94-15; GB-0243247). – Jämtland, Frostviken, Raavre, 7213504 1429468, alt. 771 m, alpine Heide, feucht mit *Salix reticulata*, *Bistorta vivipara*, 23. Aug. 2019, leg. E. Larsson, J.B. Jordal, J. Vauras & J. Olsson; det. E. Larsson (EL121-19; GB-0243246; DB23-8-19-Larsson). – **Schweiz**, Graubünden, Surselva, Tujetsch, Oberalppass, Pazolastock Nordhang, TK25 1232, 2510 m ü. NN, *Salix herbacea*, 23. Sep. 2016, leg. B. Oertel; det. B. Oertel & D. Bandini (DB23-9-16-2b).

Wesentliche Charakteristika: ● nussbraune bis dunkelbraune Hutfarbe mit oder ohne rötliche Note; ● bis zu fast wolliger Hutoberfläche; ● weißliche Velipellis; ● Stiel nur ganz oben bereift; ● glatte Sporen, Sporengröße im Durchschnitt 11,4 × 6,3 µm; ● oft (sub)utri-forme, oft beinahe kopfige Hymenialzystiden; ● Standort in alpiner Höhe, in hemiborealer oder arktischer Zone und auch in niedrigeren Höhen, vorzugsweise auf kalkhaltigem Boden mit *Salix*, *Betula* bzw. Nadelbäumen.



Abb. 10 – *Inocybe jovis*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901819) (Foto: B. Oertel); b EL205-18 (Foto: E. Larsson); c Cheilozygide (SMNS-STU-F-0901819; d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901819); e Sporen (SMNS-STU-F-0901820).

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. jovis*:

- *Inocybe amoenolens* Kühner: u.a. durch viel kürzere Sporen und viel kürzere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1988).
- *Inocybe frigidula* J. Favre: u.a. durch nur wenig Velipellis, im Durchschnitt kürzere, aber breitere Sporen und viel kürzere, meist clavate Hymenialzystiden – vgl. FAVRE (1955), MOËNNE-LOCCOZ et al. (1990).
- *Inocybe galactica* Bandini & B. Oertel: u.a. durch glatte bis eingewachsen faserige Hutoberfläche, kleinere, manchmal rübenförmige Sporen und meist (sub)zylindrische bis (sub)fusiforme und im Allgemeinen halslose Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2022b).
- *Inocybe immaculipes* Kühner: u.a. durch viel kleinere Sporen und viel kürzere, meist (sub)clavate Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1988).
- *Inocybe maculipes* J. Favre: u.a. durch mit zunehmendem Alter dunkelbraun werdenden Stiel, kleinere Sporen und gewöhnlich beinahe ampullenförmige oder subzylindrische Hymenialzystiden – vgl. FAVRE (1955).
- *Inocybe tenebricoides* Kühner: u.a. durch im Durchschnitt kürzere, aber breitere Sporen und im Durchschnitt viel kürzere Hymenialzystiden, ohne oder mit nur kurzem Hals – vgl. KÜHNER (1988).

DNA-Sequenz: Die ITS2 dieser Art besitzt ein Indel, das ganz oder teilweise fehlen kann oder in dessen Umgebung vermehrt Sequenzvariationen aufzutreten scheinen (siehe Alignment zur entsprechenden species hypothesis in UNITE, KÖLJALG et al. 2023b). Die beiden hier für die Art veröffentlichten Sequenzen repräsentieren Varianten mit Insertion bzw. Deletion. Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist die nordamerikanische Art *I. hotsoniana* D.E. Stuntz, eine Art mit sehr langen ($> 20 \mu\text{m}$) laceroiden, bzw. boletoiden Sporen (vgl. STUNTZ 1947), deren ITS, ausgehend von der *Inocybe-jovis*-Holotyp-ITS mit Insertion, eine Übereinstimmung von 96 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe amoenolens*, *I. frigidula*, *I. galactica*, *I. immaculipes*, *I. maculipes*, *I. submaculipes* und *I. tenebricoides*.

Inocybe naekkii Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 11**

MycoBank-Nummer: MB 852121

Etymologie: Nach Näkki, einem finnischen Geist kleiner Gewässer und Pfützen, da die Typuskollektion mitten in einem Bach gefunden wurde.

Holotyp: Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka Nationalpark, Ampumavaara, inmitten eines Quellbaches auf einer kleinen Bülte, bei *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 22. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901817; Isotyp DB22-8-15-21). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274023.

Diagnosis: *Inocybe naekkii* has an ochraceous-brownish to pale brownish pileus colour, up to minutely tomentose pileus surface, a whitish velipellis, a stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring $7.1\text{--}9.5 \mu\text{m}$ (av. $8.4 \mu\text{m}$) \times $4.6\text{--}5.7 \mu\text{m}$ (av. $5.1 \mu\text{m}$), usually (sub)fusiform often capitate hymenial cystidia measuring $32\text{--}65 \mu\text{m}$ (av. $49 \mu\text{m}$) \times $11\text{--}19 \mu\text{m}$ (av. $14 \mu\text{m}$), and it grows in moist locations. This combination of characters distinguishes *I. naekkii* from, e.g., *I. semifulva* or *I. flocculosa*. ITS sequence data distinguish *I. naekkii* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5 – 15 mm breit, breit konvex bis ausgebreitet, ohne Buckel, Rand eben; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe ockerbräunlich bis blass bräunlich (Mu 10YR 6/6–6/8, 5/6–5/8), etwas dunkler in der Mitte; Oberfläche glatt bis minimal filzig; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Cortina. **Lamellen** etwas entfernt stehend (ca. 25–30), dicklich, angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, später mit ockerlicher Note oder blass ockerlich; Schneide gezähnelte, weißlich. **Stiel** 15–35 \times 1–2 mm, gerade oder gebogen, sich manchmal zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, blass kaffeebraun; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** angenehm, nicht näher definierbar aromatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut braun (Mu 10YR 5/6–5/8), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen $7.1\text{--}8.4\text{--}9.5 \mu\text{m}$ (SD $0.5 \mu\text{m}$) \times $4.6\text{--}5.1\text{--}5.7 \mu\text{m}$ (SD $0.2 \mu\text{m}$); $Q = 1.4\text{--}1.6\text{--}1.9$ (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, im Allgemeinen ohne Hilardepression, Apex (sub)akut, zuweilen



Abb. 11 – *Inocybe naekkii*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901817); b Holotyp; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901817); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901817); e Sporen (SMNS-STU-F-0901818).

beinahe ausgezogen. **Basidien** 24–29 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,0 µm. **Pleurozystiden** 32–49–65 µm (SD 7 µm) × 11–14–19 µm (SD 2 µm); Q = 2,0–3,5–4,8 (SD 0,6) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)fusiform, aber manchmal auch (sub)utriform, ohne oder mit nur kurzem Hals, Apex manchmal abgerundet, oft kopfig, mit kurzem oder längerem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände recht dünn, bis zu 0,5 (1,0) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH, zumeist mit amorphem, farblosem Inhalt gefüllt. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit farblosen, (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3–12 µm breiten, mit blass ockerbräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 40–60 × 10–15 µm, subfusiform, (sub)utriform oder auch (sub)clavat, ohne oder mit nur kurzem Hals, ohne oder mit meist nur kurzem Fuß, Apex mit oder ohne Kristalle, Wände bis zu 0,5 µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit farblosen, langen und schmalen, dünnwandigen, hyphoiden Elementen. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe naekkii wurde von uns in feuchtem bis sehr nassem Gelände mit verschiedenen Bäumen in Finnland gefunden. Die Art könnte also sowohl mit Nadelbäumen wie mit Laubbäumen assoziiert sein.

In den Datenbanken finden sich keine Fruchtkörper-Sequenzen, jedoch 12 Boden-Sequenzen aus Europa. Beispielhaft seien genannt: MT095709 (GenBank, europäische Alpen), UDB0651122 (UNITE, Estland) und UDB03637102 (UNITE, Finnland).

Weitere untersuchte Kollektion:

Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka Nationalpark, Ampumavaara, in einer feuchten Erdsenke mit *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 22. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901818; DB22-8-15-15). GenBank Akz. Nr. PP274025.

Wesentliche Charakteristika: • ockerlich-bräunlich bis blassbraune Hutfarbe; • bis minimal filzige Hutoberfläche; • weißliche Velipellis; • glatte Sporen, Sporengröße im Durchschnitt 8,4 × 5,1 µm; • meist (sub)fusiforme, oft kopfige Hymenialzystiden; • Standort feucht.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. naekkii*:

- ***Inocybe aerea*** E. Ludw.: u.a. durch größere Fruchtkörper, mit zunehmendem Alter weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden und Standort mit *Salix* – vgl. LUDWIG (2017) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe albovelutipes*** Stangl: u.a. durch viel größere Fruchtkörper, weniger glatte Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter bräunlichen bis dunkelbraun werdenden Stiel und oft “(sub)ampulliforme” Hymenialzystiden – vgl. STANGL et al. (1980) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe comis*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weniger glatte Hutoberfläche, grauliche Velipellis und im Durchschnitt längere, nicht kopfige Hymenialzystiden oft mit welligen Wänden – vgl. BANDINI et al. (2022b).
- ***Inocybe devina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Sporen, Hymenialzystiden oft mit welligen Wänden und Standort auf verrottendem oder verrottetem Holz – vgl. BANDINI et al. (2022c).
- ***Inocybe flocculosa*** Sacc.: u.a. durch größere Fruchtkörper, weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden oft mit längerem Hals und zuweilen welligen Wänden und Standort im Allgemeinen in trockenerem Gelände – vgl. SACCARDO (1887), KUYPER (1986), STANGL (1989), LUDWIG (2017).
- ***Inocybe ghibliana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch grauliche Velipellis, im Durchschnitt längere Sporen, im Allgemeinen nicht kopfige Hymenialzystiden, oft mit trinkater Basis, und Standort zumeist in trockenerem Gelände – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe griseolilacina*** J.E. Lange: u.a. durch weniger glatte Hutoberfläche, fehlende Velipellis, zumindest am Apex violettlich getönten Stiel, im Durchschnitt längere Sporen und Standort in trockenerem Gelände – vgl. u.a. LANGE (1917), KUYPER (1986), STANGL (1989), LUDWIG (2017, Abb. 130.27c).
- ***Inocybe melanopus*** D.E. Stuntz: u.a. durch viel größere Fruchtkörper, weniger glatte Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter bräunlichen bis fast schwärzlich werdenden Stiel, im Durchschnitt längere Sporen und oft “(sub)ampulliforme” Hymenialzystiden – vgl. STUNTZ (1954), KUYPER (1986), STANGL (1989) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe otsoi*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch dunklere Hutfarbe, subhygrophane Hutoberfläche, größere Sporen und nicht kopfige Hymenialzystiden – siehe unten.
- ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch oft weniger glatte Hutoberfläche, oft an der Stielspitze roslichen bis rötlichen Stiel und längere

Hymenialzystiden mit dickeren Wänden – vgl. GRUND & STUNTZ (1981), BANDINI (2014).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. naekkii* in der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe aerea*, *I. albovelutipes*, *I. comis*, *I. devina*, *I. ghibliana* und *I. melanopus*.

Inocybe otsoi Bandini, B. Oertel & Vauras spec. nov. **Abb. 12**

MycoBank-Nummer: MB 852122

Etymologie: Nach Otso, dem Geist der Bären in der finnischen Mythologie, da die Art in einer Gegend gefunden wurde, wo Bären leben.

Holotyp: Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka Nationalpark, Puukkorinne, Runsuiniitty, *Alnus* spec., *Betula* spec., ca. 175 m ü. NN, WGS84: 66.38112, 29.27837, 18. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STUF-0901815; Isotypen DB18-8-15-15, TUR-A 216828). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274022.

Diagnosis: *Inocybe otsoi* has a greyish brown to reddish-hued brown pileus colour, up to finely tomentose, subhygrophanous pileus surface, faint whitish velipellis, a stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring 8.2–10.3 µm (av. 9.4 µm) × 4.9–6.8 µm (av. 5.8 µm), mostly (sub)utriform or subfusiform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 38–73 µm (av. 54 µm) × 13–18 µm (av. 15 µm), and it grows in moist locations. This combination of characters distinguishes *I. otsoi* from, e.g., *I. virgatula* or *I. semifulva*. ITS sequence data distinguish *I. otsoi* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5–10 mm breit, anfangs (sub)konisch, später ausgebreitet, mit ausgeprägtem, spitzem Buckel, Rand zunächst nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit wenigen und flüchtigen Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe graulich braun bis braun mit rötlichem Hauch (Mu 10YR 5/3–5/4, 4/3–4/4; 7.5YR 5/4, 4/4), mit zunehmendem Alter zum Rand hin ausblassend; Oberfläche glatt bis sehr feinfilzig, mit nicht divergierenden Fasern; junge Fruchtkörper mit Resten einer Cortina. **Lamellen**

recht entfernt stehend (c. 20–30), dicklich, angewachsen, bauchig, anfangs weißlich mit graulichem Hauch, mit zunehmendem Alter blass ockerlich mit graulichem Hauch; Schneide gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 20–50 × 1 mm, gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, blass fleischfarben, intensiver am Apex; nur ganz oben spärlich bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unbestimmt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit rötlicher Note bis dunkelbraun (Mu 7.5YR 4/4–4/6; 10YR 4/4–4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,2–9,4–10,3 µm (SD 0,5 µm) × 4,9–5,8–6,8 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,4–1,6–2,0 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, mit oder ohne Hilardepression, Apex subakut, manchmal mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 24–29 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 12,7 µm. **Pleurozystiden** 38–54–73 µm (SD 7 µm) × 13–15–18 µm (SD 1 µm); Q = 2,7–3,5–4,6 (SD 0,5) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)utriform oder subfusiform, in der Regel ohne oder mit nur kurzem Hals, mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (2,5) µm dick am Apex, aber meist gleichmäßig breit an Bauch und Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen, (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–13 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren Hyphen. **Caulozystiden** sehr wenige und nur ganz oben am Stiel, 45–70 × 10–21 µm, recht plump (sub)utriform, subfusiform oder auch (sub)clavat, ohne oder mit nur kurzem Hals, mit kurzem Fuß, Apex ohne oder mit nur kleinen Kristallen, Wände bis zu 1,0 (2,0) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen, länglichen farblosen, (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe otsoi wurde an feuchten bis sehr nassen Stellen, an oder nahe dem Ufer von Bächen auf etwas kalkhaltigem Boden gefunden. In der Nähe wuchsen verschiedene Bäume, jedoch direkt daneben *Alnus*. Die Art könnte mit Laubbäumen assoziiert sein.

In den Datenbanken finden sich keine Fruchtkörper-Sequenzen. Bei zwei EcM-Sequenzen aus GenBank fehlen die Angaben der Gehölzpartner: MT088731 (Kanada) und LT966997 (China). An



Abb. 12 – *Inocybe otsoi*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901815); b Holotyp; c Cheilozystide (SMNS-STU-F-0901815); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901815); e Sporen (SMNS-STU-F-0901816).

Boden-Sequenzen gibt es eine in GenBank MT095746 (europäische Alpen) und 20 Sequenzen in UNITE, alle aus Estland, z.B. UDB077174 und UDB03660352.

Weitere untersuchte Kollektion:

Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka Nationalpark, Ampumavaara, feuchte Stelle am Ufer eines Baches, *Salix spec.*, *Alnus incana*, *Pinus sylvestris*, *Betula spec.*, *Picea abies*, 19. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901816; DB19-8-15-3; GenBank Akz. Nr. PP274024).

Wesentliche Charakteristika: • prominenter spitzer Buckel; • graulich braune bis rötlich überhauchte braune Hutfarbe; • bis feinfilzige, subhygrophane Hutoberfläche; • wenig grauliche Velipellis; • Stiel nur oben bereift • glatte Sporen, Sporengröße im Durchschnitt $9,4 \times 5,8 \mu\text{m}$; • meist (sub)utriforme bis subfusiforme Hymenialzystiden; • Standort auf feuchtem bis nassem, etwas kalkhaltigem Boden, möglicherweise stets mit Laubbäumen.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. otsoi*:

• ***Inocybe castorina*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch größere Fruchtkörper, niedrigeren Buckel, nicht subhygrophane Hutoberfläche oft mit stark divergierenden Fasern und im Durchschnitt längere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2020a).

• ***Inocybe derbschii*** Schwöbel & Stangl: u.a. durch größere und stabilere Fruchtkörper, reichliche weißliche Velipellis, mit zunehmendem Alter oft rotbraunen Stiel und Standort im Allgemeinen in trockenerem Gelände – vgl. SCHWÖBEL & STANGL (1982) und eigene Beobachtung.

• ***Inocybe laurina*** Bandini, B. Oertel & C. Hahn: u.a. durch größere Fruchtkörper, im Allgemeinen nicht spitzen Buckel, reichliche Velipellis, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden, lange und schmale Caulozystiden mit welligen Wänden und Standort auf trockenerem Gelände – vgl. BANDINI et al. (2020a).

• ***Inocybe naekkii*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch blassere Hutfarbe, nicht subhygrophane Hutoberfläche, kleinere Sporen und oft kopfige Hymenialzystiden – siehe oben.

• ***Inocybe oetziana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch mit zunehmendem Alter rim(ul)ose Hutoberfläche mit divergierenden Fasern, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden und Standort mit Nadelbäumen – vgl. BANDINI et al. (2021b).

• ***Inocybe pseudofuscidula*** E. Ludw.: u.a. durch grauliche Velipellis, im Durchschnitt längere, aber

schmalere Sporen und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. LUDWIG (2017) und eigene Beobachtung.

• ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch oft größere und stabilere Fruchtkörper, in der Regel höchstens niedrigen breiten Buckel, blassere Hutfarbe und kleinere Sporen – vgl. GRUND & STUNTZ (1981), BANDINI (2014).

• ***Inocybe ukkoi*** Bandini, B. Oertel & Vauras: u.a. durch nicht spitzen Buckel, Hutoberfläche mit zunehmendem Alter mit divergierenden Fasern und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden oft mit leicht welligen Wänden – vgl. BANDINI et al. (2023a).

• ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch größere Fruchtkörper, im Allgemeinen nicht spitzen Buckel, im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden und Standort auf trockenerem Gelände, meist mit Nadelbäumen – vgl. KÜHNER (1955), STANGL (1974), BANDINI et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist, bei jetzigem Wissensstand, *I. oetziana*, deren ITS eine Übereinstimmung von 95 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe castorina*, *I. derbschii*, *I. laurina*, *I. oetziana*, *I. pseudofuscidula*, *I. ukkoi* und *I. virgatula*.

Inocybe savioi Bandini, Aarnæs & B. Oertel spec. nov. **Abb. 13**

MycoBank-Nummer: MB 852123

Etymologie: Zu Ehren von John Savio, einem samisch-norwegischen Künstler, da die Art in Norwegen gefunden wurde.

Holotyp: Norwegen, Grimsdalen, N62°02.4030 009° 29.0214, 1107 m ü. NN, alpines Habitat, Wegrand mit *Betula nana*, *Salix spec.*, *Salix reticulata*, 19. Aug. 2022, leg. D. Bandini & J.-O. Aarnæs (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901814; Isotypen DB19-8-22-28, O-F-259099, TUR-A 216829). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. PP274026, Isotype ITS NOBAS9668-22.

Diagnosis: *Inocybe savioi* has small basidiomata, nut-brown to chestnut-brown pileus colour with coppery-amber hue, up to minutely fibrillose pileus surface, a greyish velipellis, a reddish stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring $8.6\text{--}10.6 \mu\text{m}$ (av. $9.6 \mu\text{m}$) \times $4.9\text{--}8.6 \mu\text{m}$ (av. $5.7 \mu\text{m}$), variously shaped hymenial cystidia, pleurocystidia measuring

33–83 µm (av. 49 µm) × 8–15 µm (av. 11 µm), and it grows in boreal habitat with dwarf *Salix*. This combination of characters distinguishes *I. savioi* from *I. filiana*. ITS sequence data distinguish *I. savioi* from this and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5–15 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später konisch-konvex, breit konvex oder ausgebreitet, anfangs ohne, später mit niedrigem oder mehr oder weniger ausgeprägtem, breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen bis beinahe eben, und dann um die Mitte herum leicht vertieft; junge Fruchtkörper mit Resten einer graulichen Velipellis, die später auch im Zentrum des Hutes sichtbar bleibt; Farbe leuchtend nussbraun mit kupferig-bernsteinfarbener Note bis zu kastanienbraun (Mu 7.5YR 5/6–6/8, 5/4–5/8, 4/4–4/6; 5YR 5/6–5/8), manchmal etwas blasser zum Rand hin; Oberfläche anfangs und lange Zeit glatt oder minimal filzig, später minimal filzig bis minimal fibrillos zum Rand hin; junge Fruchtkörper ohne oder mit nur wenig und flüchtiger Cortina. **Lamellen** recht entfernt stehend (ca. 20–30), dicklich, ausgebuchtet mit herablaufendem Zahn angewachsen, wenig bauchig bis bauchig, anfangs weißlich, später mit mehr oder weniger deutlicher graulicher Note oder cremefarben mit graulicher Note und mit zunehmendem Alter concolor zum Hut; Schneide ungleichmäßig gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 10–20 × 1–3 mm, gerade oder gebogen, Basis verdickt, anfangs gänzlich weißlich überfasernt, später längsstreifig oder glatt, anfangs rötlich, später mehr oder weniger intensiv dunkelrot mit bräunlicher Note; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, rötlich im Stiel. **Geruch** subspermatistisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 4/4–4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,6–9,6–10,6 µm (SD 0,4 µm) × 4,9–5,7–8,6 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,2–1,7–1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, im Allgemeinen ohne oder mit nur schwacher Hilardepression, Apex (sub)akut, mit recht schwachem Pseudoporus. **Basidien** 22–30 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 33–49–83 µm (SD 9 µm) × 8–11–15 µm (SD 2 µm); Q = 3,0–4,4–6,8 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), recht variabel in der Form, (sub)fusiform, (sub)utriform und (sub)lageniform, ohne oder mit nur kurzem Hals und mit kurzem Fuß oder (oft) mit trunkater Basis, Apex mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (2,5) µm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** etwas variabler in Form und Größe, oft etwas kürzer als die

Pleurozystiden; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)-clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–10 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 35–50 × 8–15 µm, im Allgemeinen etwas deformiert subutriform oder (sub)lageniform, ohne oder mit nur kurzem Hals, mit kurzem Fuß oder mit trunkater Basis, Apex ohne oder mit nur wenigen Kristallen, Wände bis zu 1,0 (1,5) µm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH; vermischt mit einigen farblosen, (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe savioi wurde von uns in Norwegen, in borealem/alpinem Habitat mit Zwergweiden und *Betula nana* auf basischem Boden gefunden.

In den Datenbanken findet sich lediglich eine Boden-Sequenz aus Grönland (MF180880, GenBank). Fruchtkörper- und EcM-Sequenzen sind in den Datenbanken nicht enthalten.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Norwegen, Grimsdalen, N62°02.4030 009° 29.0214, 1106 m ü. NN, alpines Habitat, Wegrand mit *Betula nana*, *Salix spec.*, *Salix reticulata*, 19. Aug. 2022, leg. D. Bandini & J.-O. Aarnæs; det. D. Bandini (DB19-8-22-25; O-F-259091; NOBAS9661-22 [BOLD]).- Ibidem, in einiger Entfernung, Wegrand mit *Betula nana*, *Salix spec.*, *Salix reticulata*, 1106 m ü. NN, 19. Aug. 2022, leg. D. Bandini & J.-O. Aarnæs; det. D. Bandini (DB19-8-22-29).- Grimsdalen, 1110 m ü. NN, alpines Habitat, Wegrand mit *Salix polaris*, *Betula nana*, *Salix spec.*, 22. Aug. 2022, leg. B. Oertel & G. Schmidt-Stohn; det. B. Oertel & D. Bandini (DB22-8-22-4b).

Wesentliche Charakteristika: • kleine Fruchtkörper; • nussbraune bis kastanienbraune Hutfarbe mit mehr oder weniger intensiver kupferiger oder bernsteinfarbener Note; • bis minimal fibrillöse Hutoberfläche; • grauliche Velipellis; • nur oben bereifter, rötlicher Stiel; • glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,6 × 5,7 µm; • variabel geformte Hymenialzystiden, oft mit trunkater Basis; • Standort boreal/alpin mit Zwergweiden.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich u.a. von *I. savioi*:

• *Inocybe albo-peronata* Kühner: u.a. durch graulich-bräunliche, ockerliche bis bräunliche Hutfarbe, reichliche weißliche Cortina und deutlich längere Sporen – vgl. KÜHNER (1988).



Abb. 13 – *Inocybe savioi*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901814); b DB19-8-22-25; c Cheilozytide (DB19-8-22-25); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901814); e Sporen (STU SMNS-STU-F-0901814).

- ***Inocybe amoenolens*** Kühner: u.a. durch blässere Hutfarbe, anfangs weißlichen Stiel und kürzere Sporen – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Inocybe bivela*** Kühner: u.a. durch mit zunehmendem Alter weniger glatte Hutoberfläche, größere Sporen und viel größere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Inocybe coriacea*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch im Allgemeinen weniger glatte bis plüschig-wollige Hutoberfläche, größere Sporen, im Durchschnitt kürzere Sporen und Standort in gemäßigt-erer klimatischer Zone, oft auf Sand – vgl. BANDINI et al. (2022b).
- ***Inocybe filiana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch weißliche Velipellis, mit zunehmendem Alter weniger glatte bis hin zu aufschuppender oder fast wolliger Hutoberfläche, im Durchschnitt breitere und oft (sub)fusiforme Hymenialzystiden und Standort meist in subborealer Zone oder auch planarer Höhenstufe – vgl. BANDINI et al. (2022b).
- ***Inocybe frigidula*** J. Favre: u.a. durch blässere und stumpfere Hutfarbe, größere Sporen und im Durchschnitt breitere, oft (sub)clavate Hymenialzystiden – vgl. FAVRE (1955).
- ***Inocybe heterocystis*** Kühner: u.a. durch etwas stumpfere Hutfarbe, weniger glatte Hutoberfläche, weißliche Velipellis, im Durchschnitt breitere Sporen und oft (sub)clavate oder subovoide Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Inocybe immaculipes*** Kühner: u.a. durch blässere und stumpfere Hutfarbe, im Durchschnitt kleinere Sporen und meist (sub)clavate Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Inocybe pseudoflocculosa*** Kühner: u.a. durch weißliche Velipellis, zumindest anfangs weißlichen Stiel, längere Sporen und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Inocybe rufobrunnea*** J. Favre: u.a. durch viel größere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. FAVRE (1955).
- ***Inocybe tenebricoides*** Kühner: u.a. durch (laut Protolog) schwärzliche Hutfarbe, viel größere Sporen und im Durchschnitt breitere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1988).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. filiana* mit 95 % und *I. coriacea* mit 94 % Übereinstimmung in der ITS.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe alboperonata*, *I. amoenolens*, *I. bivela*, *I. coriacea*, *I. filiana*, *I. frigidula*, *I. heterocystis*, *I. immaculipes*, *I. pseudoflocculosa*, *I. rufobrunnea* und *I. tenebricoides*.

Diskussion

Das Hauptaugenmerk dieser Arbeit liegt, wie bei den vorangegangenen Artikeln (BANDINI et al. 2020a, 2021a, 2022c, 2023a), auf den Beschreibungen, Illustrationen und der Zusammenfassung der ökologischen Vorlieben der Arten, soweit sie sich uns bis jetzt erschließen. Auch in diesem Artikel haben wir uns dazu entschlossen, ITS- und partielle LSU-Sequenzen der Holotypen der neuen Arten zu veröffentlichen, obwohl wir hier auf eine formale Analyse der Daten verzichten.

Wie in der Einleitung erwähnt, gehen morphologische und molekulare Ähnlichkeit (ITS) von Arten nicht immer miteinander einher. Die BLAST-Untersuchungen zeigen aber, dass sich die hier beschriebenen Arten auch molekular (ITS) von allen Sequenzen bekannter Arten, soweit diese sequenziert worden sind, deutlich unterscheiden. Die oben angegebenen Sequenzähnlichkeiten geben einen groben Anhaltspunkt zur phylogenetischen Stellung dieser Arten. Es wurden oben in vielen Fällen nur Arten genannt, die über ca. 90 % Ähnlichkeit in der ITS zur neuen Art aufweisen.

Auch wenn Unterschiede in der Vorgehensweise (BLAST-Version, Alignmentparameter, Länge der verglichenen Sequenzen, Basis der Prozentwerte, usw.) bei der Ermittlung von Ähnlichkeitswerten der ITS-Sequenzen zweier Arten zu einer gewissen Schwankung der berechneten Prozentwerte führen können, ist das Ergebnis meist sehr ähnlich. Das heißt, normalerweise wird dieselbe Gruppe von Arten als am “ITS-ähnlichsten” ermittelt. Dabei sollte man sich bewusst sein, dass ein Ähnlichkeitswert um die 90 % über phylogenetische Verwandtschaft nicht unbedingt viel aussagt. Tatsächlich zeigen die Ähnlichkeitswerte vor allem an, wie gut sich die neu beschriebene Art von bekannten Arten unterscheiden lässt. Das ist bei Werten von 97% und weniger normalerweise unproblematisch. Das Auftreten von Insertionen oder Deletionen, sogenannten Indels, kann die Unterscheidung von Arten erschweren.

Bei einigen der hier vorgestellten Arten schien es opportun, auf innerartliche Sequenzunterschiede in Form von längeren Indels hinzuweisen. Indels sind kein ungewöhnliches Phänomen. Es tritt bei manchen Arten häufiger als bei anderen auf (BEKER et al. 2016). Das Fehlen eines Hinweises im Text auf Indels bedeutet nicht, dass sie nicht vorkommen, sondern nur, dass sie uns nicht als mögliches Hindernis bei der Artbestimmung durch ITS-Daten aufgefallen sind. Innerhalb und im Umkreis von Indels sind oft besonders viele Sequenzunterschiede, auch in Form von Längenunterschieden, zu beobachten, weswegen Basenpaar-genaue Längenangaben für Indels nicht gemacht wurden.

Bei der Sanger-Sequenzierung von Fruchtkörpern, die unterschiedliche ITS-Varianten beherbergen, können Indels dazu führen, dass die Sequenzen nicht interpretierbar sind. Das könnte zum Beispiel bei *P. himalayense* passieren, da (nach unserem Konzept) konspezifischen ITS-Varianten sich durch Indels stark in der Länge unterscheiden. In einem solchen Fall sind nur Organismen mit einer einzelnen ITS-Variante nachweisbar, die in manchen Fällen deutlich voneinander abgegrenzte Gruppen bilden und so den Anschein von getrennten Arten erwecken können. Ob dies bei *P. himalayense* so ist, lässt sich anhand der vorhandenen Daten nicht sagen. Andererseits können Fruchtkörper mit unterschiedlichen ITS-Varianten wie zum Beispiel beim Epityp von *P. rimosum* helfen, diese unterschiedlichen Varianten mit derselben Art zuzuordnen (vorausgesetzt, dass eine Kontamination mit fremder ITS ausgeschlossen werden kann). Bei ohne Rohdaten veröffentlichten (Sanger-)Sequenzen ist es nicht möglich, auf innerorganismische Indel-Heterogenität rückzuschließen, außer es wird von den Sequenzautorinnen und -autoren explizit erwähnt. Dies wird zumeist unterlassen (auch hier bei einigen Sequenzen), weil es selten zu entscheidendem Erkenntnisgewinn führt. Es können auch nichtfunktionale Kopien der ITS vorkommen (STADLER et al. 2020 und darin zitierte Literatur), jedoch sind sie bei Pilzen nur selten durch direkte Sanger-Sequenzierung von mit Standardprimern amplifizierten ITS-PCR-Produkten nachzuweisen. Auch Kontaminationen müssen relativ massiv sein im Verhältnis zum Ziel-PCR-Produkt, dass sie bei direkter Amplikon-Sequenzierung mit der Sanger-Methode in Erscheinung treten.

Drei der oben neu beschriebenen Arten gehören zur Gattung *Pseudosperma* und acht zur Gattung *Inocybe*. Etliche der hier neu beschriebenen Arten lassen sich gut in das immer noch gebräuchliche Sektionsschema der Schlüssel von BON 1997a, 1997b einordnen, obwohl zahlreiche neue Erkenntnisse und Arten der letzten Jahrzehnte eine Überarbeitung des Bon'schen Systems notwendig machen (vgl. BANDINI et al. 2019). Es finden sich nicht immer in derselben Sektion gelistete Nachbararten auch phylogenetisch im selben Clade des Baums (vgl. BANDINI et al. 2019), und nicht alle Arten lassen sich in eine der traditionellen Sektionen einordnen.

Alle drei neuen Arten der Gattung *Pseudosperma*, *P. merlinii*, *P. pacis* und *P. pollucis* hätten sich nach dem früheren weiter gefassten Konzept der Gattung *Inocybe* der Sektion *Rimosae* und hier *Inocybe* Untersektion *Rimosinae* (Fr.) Bon zuordnen lassen, in der Arten gelistet sind, deren Stiele unten nicht knollig verdickt sind (BON 1997a). Während *P. pacis* auf basischem Boden Fruchtkörper bildet, bevorzugt *P. merlinii* eher

sauren Boden, und *P. pollucis* wächst auf basischem bis leicht saurem Boden.

Die acht neuen Arten der Gattung *Inocybe* haben sämtlich glatte Sporen und alle sind nur oben am Stiel mit metuloiden Caulozystiden besetzt. Damit wären sie entweder der Sektion *Inocybe* oder der Sektion *Tardae* Bon zuzurechnen, deren Stiele nur oben, bzw. bis zu einem Viertel oder Drittel bereift sind (BON 1997b). Da es allerdings Arten gibt, bei denen manche Fruchtkörper nur ganz oben und manche bis weiter nach unten am Stiel bereift sind, ist die Unterteilung zu hinterfragen, und ist oft nicht klar, zu welcher der beiden Sektion eine Art nun gehören würde. *Inocybe cuculi*, *I. donata* und *I. savioi* könnten weiterhin in die Untersektion *Tardinae* Bon eingruppiert werden, die Arten mit rosulich-rötlichem (seltener auch gelblich-orangelichem) Fleisch an der Stielspitze einschließt (BON 1997b). *Inocybe eviana* wiederum würde zur Untersektion *Gausapatinae* Bon gehören, deren Stielfleisch blass und deren Hutoberfläche u.a. meist meliert oder getigert und nicht fibrillos oder rimos ist. *Inocybe jovis* und *I. otsoi* würden nach dem Schema von Bon am ehesten der Sektion *Inocybe* zugehören, die Arten mit Caulozystiden nur ganz oben am Stiel oder ohne Caulozystiden enthält und deren Stiel oben nicht rosulich-rötlich ist. Bei *I. amicitiae* und *I. naekkii* ist nicht klar, wo sie einzuordnen wären.

Einige der hier beschriebenen Arten sind sowohl nach unseren eigenen wenigen Funden wie nach den Einträgen in den Datenbanken zu schließen, vermutlich recht selten, wie zum Beispiel *P. merlinii*, *P. pacis*, *P. pollucis* oder auch *I. amicitiae*, *I. naekkii* oder *I. otsoi*. Recht häufig hingegen ist offensichtlich *I. jovis*, die bislang für *I. maculipes* oder *I. immaculipes* gehalten worden sein könnte.

Danksagung

Wir bedanken uns für die Ausleihe, Vermittlung oder Überlassung von Typus-Belegen oder für Auskünfte bei den Kuratoren: Heleen Plaisier (E), Philippe Clerc, Juan Carlos Zamora und Isabella Valette (G), Otto Miettinen (H), Lee Davies (K), Markus Scholler (KR), Nicolien Sol (L), Dagmar Triebel (M), Mika Bendiksby und Katriina Bendiksen (O), Jan Holec (PRM), Dennis Strid (S), Jukka Vauras (TUR-A), Stefan Ekman (UPS). Für die Überlassung oder Leihgaben von Typusbelegen bedankt sich die Erstautorin sehr herzlich bei Xavier Carteret (Frankreich), Mario Cervini (Italien), Giuliano Ferisin (Italien), Patrick Reumaux (Frankreich)† und Jukka Vauras (Finnland). Wir sind all jenen Sammlungen zu sehr großem Dank verpflichtet, die uns erlaubt haben, an ihrem Material molekulare Untersuchungen durchzuführen.

Für überlassene Fruchtkörper hier beschriebener Arten oder für sonstige Hilfe möchten wir uns ganz herzlich bei Matthias Dondl, Julia Kruse, Ellen Larsson, Geert Schmidt-Stohn, Jean-Michel Trendel und Jukka Vauras bedanken. Giovanni Bandini dankt die Erstautorin wie immer herzlich für vielfältige Hilfe und Unterstützung.

Konstanze Bensch von Mycobank und ihren Beratern danken wir ganz herzlich für nomenklatorischen Beistand. Wir bedanken uns weiterhin herzlich bei Irja Saar und Urmas Kõljalg (Universität von Tartu, Estland) für Sequenzen von *P. rimosum* und *I. cuculi*.

Der weit überwiegende Teil der molekularen Arbeiten wurde am Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart vorgenommen. Wir bedanken uns sehr für die Unterstützung des Staatlichen Museums für Naturkunde Stuttgart und seines Förderkreises sowie bei Holger Thüs für seine anhaltende bereitwillige Hilfe bei der Ausleihe von Belegen.

Literaturverzeichnis

- ALTSCHUL SF, GISH W, MILLER W, MYERS EW, LIPMAN DJ (1990) – Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology* **215**: 403–410.
- BANDINI D (2014) – Zusammenfassung der *Inocybe*-Funde während der siebten Bayerischen Mykologischen Tagung. *Mycologia Bavarica* **15**: 33–36.
- Bandini D, Brandrud TE, Dima B, Dondl M, Fachada V, Hussong A, Mifsud S, Oertel B, Rodríguez Campo FJ, Thüs H, Vauras J, Weholt Ø, Eberhardt U (2022a) – Fibre caps across Europe: type studies and 11 new species of *Inocybe* (Agaricales, Basidiomycota). *Integrative Systematics* **5**(2): 1–85. <https://doi.org/10.18476/2022.901982>.
- BANDINI D, OERTEL B (2020) – Three new species of the genus *Pseudosperma* (Inocybaceae). *Czech Mycology* **72**(2): 221–250.
- BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2021a) – Noch mehr Risspilze (2): Dreizehn neue Arten der Familie Inocybaceae. *Mycologia Bavarica* **21**: 27–98.
- BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2021b) – A fresh outlook on the smooth-spored species of *Inocybe*: type studies and 18 new species. *Mycological Progress* **20**: 1019–1114. <https://doi.org/10.1007/s11557-021-01712-w>.
- BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2022b) – More smooth-spored species of *Inocybe* (Agaricales, Basidiomycota): type studies and 12 new species from Europe. *Persoonia* **48**: 91–149. <https://doi.org/10.3767/persoonia.2022.48.03>.
- BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2022c) – Noch mehr Risspilze (3): Einundzwanzig neue Arten der Familie Inocybaceae. *Mycologia Bavarica* **22**: 31–138.
- BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2023a) – Noch mehr Risspilze (4): Vierzehn neue Arten der Familie Inocybaceae. *Mycologia Bavarica* **23**: 1–50.
- BANDINI D, OERTEL B, PLOCH S, ALI T, VAURAS J, SCHNEIDER A, SCHOLLER M, EBERHARDT U, THINES M (2019) – Revision of some central European species of *Inocybe* (Fr. : Fr.) Fr. subgenus *Inocybe*, with the description of five new species. *Mycological Progress* **18**: 247–294 (publ. online 24.10.2018. <https://doi.org/10.1007/s11557-018-1439-9>).
- BANDINI D, OERTEL B, SCHÜSSLER C, EBERHARDT U (2020a) – Noch mehr Risspilze: Fünfzehn neue und zwei wenig bekannte Arten von *Inocybe*, Untergattung *Inocybe*. *Mycologia Bavarica* **20**: 13–101.
- BANDINI D, VAURAS J, WEHOLT Ø, OERTEL B, EBERHARDT U (2020b) – *Inocybe woglindeana*, a new species of the genus *Inocybe*, thriving in exposed habitats with calcareous sandy soil. *Karstenia* **58**(1): 41–59.
- BEKER HJ, EBERHARDT U, VESTERHOLT J (2016) – *Hebeloma* (Fr.) P. Kumm. *Fungi Europaei*, vol 14. Edizioni Tecnografica, Lomazzo.
- BIZIO E, ESTEVE-RAVENTÓS F, CONTU M (2005) – *Inocybe rimosobispora* spec. nov. (Cortinariales, Cortinariaceae), a new bisporic species of the section *Splendentes* from the cork-oak woods of Gallura (Sardinia, Italy). *Micologia e Vegetazione Mediterranea* **20**(1): 3–12.
- BIZIO E, FERISIN G, DOVANA F (2016) – *Inocybe costinitii*. A new species from the Istrian coast. *Micologia e Vegetazione Mediterranea* **31**(2): 95–102.
- BON M (1997a) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (1^{ère} partie). *Documents Mycologiques* **27**(105): 1–51.
- BON M (1997b) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (2^{ème} partie). *Documents Mycologiques* **27**(108): 1–77.
- BON M, VAN HALUWYN C (1982) – Macromycètes des terriils de charbonnages du nord de la France – 3. *Documents Mycologiques* **12**(46): 33–52.
- BRITZELMAYR M (1891) – Hymenomyceten aus Südbayern 10/VII. R. Friedländer & Sohn, Berlin.
- BULLIARD P (1789) – *Herbier de la France ou Collection complète des plantes indigènes de ce royaume; avec leurs détails anatomiques, leurs propriétés, et leurs usages en médecine*, vol IX, Paris.
- CAGNOLI R, CERVINI M (2023) [2022] – *Pseudosperma maggiorii* una nuova specie dei boschi del Canton Ticino (CH) e prima segnalazione per l'Italia e la Svizzera di *Pseudosperma amoris*. *Rivista di Micologia* **65**(3): 3–24.
- CARTERET X, REUMAUX P (2001) – Briciole sulle *Inocybe*. *Bollettino del Gruppo Micologico G. Bresadola* **44**(3): 15–38.
- CARTERET X, REUMAUX P (2017) [2015] – Miettes sur les *Inocybes* (8^{ème} série). *Inocybes jaunes ou jaunâtres*. *Bulletin de la Société Mycologique de France* **131**(1-2): 1–96.
- CERVINI M (2023) – Presentazione di *Pseudosperma minutulum* e prima segnalazione per il territorio italiano di *Inocybe undinea*. *Rivista di Micologia* **66**(2): 117–135.
- CERVINI M, BIZIO E, ALVARADO P (2020) – Quattro nuove specie italiane del Genere *Pseudosperma* (Inocybaceae) con odore di miele. *Rivista di Micologia* **63**(1): 3–36.
- COOKE MC (1886) – *New British fungi*. *Grevillea* **15**(74): 39–43.

- CROUS PW, OSIECK ER, JURJEVIĆ Ž et al. (2021) – Fungal Planet description sheets 1284–1382. *Persoonia* **47**: 178–374.
- EBERHARDT U, BEKER HJ, VESTERHOLT J, SCHÜTZ N (2016) – The taxonomy of the European species of *Hebeloma* section *Denudata* subsections *Hiemalia*, *Echinospora* subsect. nov. and *Clepsydroida* subsect. nov. and five new species. *Fungal Biology* **120**: 72–103. <https://dx.doi.org/10.1016/j.funbio.2015.09.014>.
- ESTEVE-RAVENTÓS F (2014) – *Inocybe aureocitrina* (Inocybaceae), a new species of section *Rimosae* from Mediterranean evergreen oak forests. *Plant Biosystems* **148**: 377–383.
- FAVRE J (1955) – Les champignons supérieurs de la zone alpine du parc national Suisse, Ergebnisse der wissenschaftlichen Untersuchungen des schweizerischen Nationalparks [NF] **5**, Liestal.
- FERRARI, E (2006) – *Inocybe* alpine e subalpine. *Fungi non Delineati* **34/35/36**, Edizioni Candusso, Alassio.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1968) – Nova Scotian Inocybes, I. *Mycologia* **60**(2): 406–425.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1977) – Nova Scotian Inocybes. IV. *Mycologia* **69**(2): 392–408.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1981) – Nova Scotian Inocybes, VI. *Mycologia* **73**(4): 655–674.
- HEIM R (1931) – Le genre *Inocybe*, *Encyclopédie Mycologique* 1, 2. Aufl. Lechevalier, Paris.
- HOLMGREN PK, HOLMGREN NH, BARNETT LC (1990) – *Index Herbariorum*, 8. Aufl., Botanic Garden, New York.
- HORAK E, STANGL J (1980) – Notizen zur Taxonomie und Verbreitung von *Inocybe leptocystis* Atk.. *Sydowia* **33**: 145–151.
- JABEEN S, KHALID AN (2020) – *Inocybe flavorimosum* sp. nov. from Pakistan. *Mycotaxon* **135**(1): 183–193.
- JABEEN S, ZAINAB, BASHIR H, KHALID AN (2021) – *Pseudosperma albobrunneum* sp. nov. from coniferous forests of Pakistan. *Mycotaxon* **136**(2): 361–372.
- KARSTEN PA (1890) [1889] – *Symbolae ad mycologiam Fennicam*. 29. Meddelanden af Societas pro Fauna et Flora Fennica **16**: 84–106.
- KIBBY G (2023) – *Mushrooms and Toadstools of Britain & Europe*, Vol 4, Agarics – part 3. Private Publication.
- KÖLJALG U, ABARENKOV K, NILSSON RH, LARSSON K-H, MAY TW, TAYLOR AFS, FRØSLEV TG, PÖLDMÅA K (2023a) – SH1203851.09FU. UNITE Community. <https://doi.plutof.ut.ee/doi/10.15156/BIO/SH1203851.09FU>.
- KÖLJALG U, ABARENKOV K, NILSSON RH, LARSSON K-H, MAY TW, TAYLOR AFS, FRØSLEV TG, PÖLDMÅA K (2023b) – TH079320. UNITE Community. <https://doi.plutof.ut.ee/doi/10.15156/BIO/TH079320>.
- KONRAD PA (1929) – Notes critiques sur quelques Champignons du Jura. 4. *Bulletin de la Société Mycologique de France* **45**: 35–77. 10.3852/12-185
- KROPP BR, MATHENEY PB, HUTCHISON LJ (2013) – *Inocybe* section *Rimosae* in Utah: phylogenetic affinities and new species. *Mycologia* **105**(3): 728–747. <https://doi.org/10.3852/12-185>.
- KÜHNER R (1955) – *Inocybe* léiosporés cystidiés, espèces nouvelles ou critiques. *Bulletin de la Société des naturalistes d'Oyonnax* **9**, Mémoire hors-série **1** [reprint: Kühner R, Romagnesi H (1977) *Compléments à la „Flore analytique“*. Cramer, Vaduz: 185–277].
- KÜHNER R (1956) [1955] – *Compléments à la 'Flore analytique'*. VI. *Inocybe* goniosporés et *Inocybe* acystidiés. Espèces nouvelles ou critiques. *Bulletin de la Société Mycologique de France* **71**(3): 169–201.
- KÜHNER R (1988) – Diagnoses de quelques nouveaux Inocybes récoltés en zone alpine de la Vanoise (Alpes françaises). *Documents mycologiques* **19**(74): 1–27.
- KÜHNER R, ROMAGNESI H (1953) – *Flore analytique des champignons supérieurs* (Agarics, Bolets, Chantrelles) comprenant les espèces de l'Europe occidentale et centrale ainsi que la plupart de celles de l'Algérie et du Maroc. Masson, Paris.
- KUYPER TW (1986) – A revision of the genus *Inocybe* in Europe. I. Subgenus *Inosperma* and the smooth-spored species of subgenus *Inocybe*. *Persoonia Supplement* **3**: 1–247.
- KUYPER TW (1989) – Studien in *Inocybe* IV. *Zeitschrift für Mykologie* **55**(1): 111–114.
- LANGE JE (1917) – Studies in the Agarics of Denmark. Part III, *Pluteus*, *Collybia*, *Inocybe*. *Dansk botanisk Arkiv* **2**(7): 1–50.
- LARSSON E, RYBERG M, MOREAU P-A, MATHIESEN ÅD, JACOBSSON S (2009) – Taxonomy and evolutionary relationships within species of section *Rimosae* (*Inocybe*) based on ITS, LSU and mtSSU sequence data. *Persoonia* **23**: 86–98. <https://doi.org/10.3767/003158509X475913>.
- LIU L-N, RAZAQ A, ATRI NS et al. (2018) – Fungal Systematics and Evolution. FUSE 4, *Sydowia* **70**: 211–286. <https://doi.org/10.12905/0380.sydowia70-2018-0211>.
- LUDWIG E (2017) – *Pilzkompodium*, Bd. 4 (Text- und Tafelband). Fungicon-Verlag, Berlin.
- MALENÇON G, BERTAULT R (1970) – *Flore des champignons supérieurs du Maroc*. – Vol. 1. Faculté des Sciences, Rabat.
- MARCHETTI M, FRANCHI P, CONSIGLIO G (2014) – Tipificazione di alcune *Inocybe* di Britzelmayr. *Rivista di Micologia* **57**(2): 127–178.
- MASSIMO S, MUA A, PORCU G, CASULA M, RINALDI AC, MIF-SUD S, GARRIDO-BENAVENT I (2024) – *Pseudosperma calcephillum* (Inocybaceae), a new Mediterranean species from Sardinia (Italy), Malta, and Valencia (Spain). *Phytotaxa* **633**(3): 253–264. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.633.3.5>.
- MATHENEY PB, CORRALES A, GRADY MG, HALLING RE, KALICHMAN J, KUDZMA LV, OVREBO CL, SWENIE RA, WALKER NC (2022) – A revision of the *Inocybe grammata* group in North America including four new taxa. *Brittonia* **74**(111):1–29.
- MATHENEY PB, HOBBS AM (2018) – Type studies of Agaricales, the Stuntz *Inocybe* collection (unpublished).
- MATHENEY PB, HOBBS AM, ESTEVE-RAVENTÓS F (2020) – Genera of Inocybaceae: New skin for the old ceremony. *Mycologia* **112**: 83–120. <https://doi.org/10.1080/00275514.2019.1668906>.
- MATHENEY PB, SWENIE RA (2018) – The *Inocybe geophylla* group in North America: a revision of the lilac species surrounding *I. lilacina*. *Mycologia* **110**(3): 618–634.

- MATHENY PB, WOLFENBARGER A (2019) – Type studies of Agaricales (unpublished).
- MOËNNE-LOCCOZ P, POIRIER J, REUMAUX P (1990) – *Inocybes* critiquables et critiques. *Fungorum Rariorum Icones Coloratae* **19**: 1–55.
- MUÑOZ G, PANCORBO F, TURÉGANO Y et al. (2022) – New species and combinations of *Inocybe* with lilac or violet colours in Europe. *Fungi Iberici* **2**: 7–26.
- MUNSELL O (2009) – Soil Color Charts. X-Rite, Grand Rapids MI.
- NASEER A, JABEEN S, ASHFAQ A, AKBAR M, HUSSAIN SI, KHALID AN (2023) – *Pseudosperma quercinum* sp. nov. (*Inocybaceae*) from the Himalayan forests of Pakistan. *Phytotaxa* **622**(4): 260–270.
- NILSSON RH, LARSSON K-H, Taylor AFS, BENGTSSON-PALME J, JEPPESEN TS, SCHIGEL D, KENNEDY P, PICARD K, GLÖCKNER FO, TEDERSOO L, SAAR I, KÖLJALG U, ABARENKOV K (2018) – The UNITE database for molecular identification of fungi: handling dark taxa and parallel taxonomic classifications. *Nucleic Acids Research*, <https://doi.org/10.1093/nar/gky1022>.
- ORTON PD (1960) – New check list of British Agarics and Boleti, Part III, Notes on genera and species in the list. *Transactions of the British Mycological Society* **43**: 159–439.
- QUADRACCIA, L., LUNGHINI, D. (1990) – Contributo alla conoscenza dei macromiceti della tenuta Presidenziale di Castelporziano (Micoflora del Lazio II). *Accademia Nazionale dei Lincei; Quaderno n. 264*: 49–120 + 10 pl.
- RATNASINGHAM S, HEBERT PDN (2007) – BOLD: The Barcode of Life Data System (<http://www.barcodinglife.org>). *Molecular Ecology Notes* **7**: 355–364. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01678.x>.
- RODRÍGUEZ-CAMPO FJ, BANDINI D, OLARIAGA I (2023) – *Inocybe hamadryadis* (*Inocybaceae*, *Agaricales*), a new smooth-spored species from Europe and West Asia. *Phytotaxa* **594**(3): 191–203. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.594.3.3>.
- ROMAGNESI H (1958) – Compléments à la Flore analytique IX. *Inocybe obsoleta* Romagn. *Bulletin trimestriel de la Société Mycologique de France* **74**(2): 145–148.
- RYBERG M, NILSSON RH, KRISTIANSSON E, TÖPEL M, JACOBSSON S, LARSSON E (2008) – Mining metadata from unidentified ITS sequences in GenBank, a case study in *Inocybe* (*Basidiomycota*). *BMC Evolutionary Biology* **8**: 50. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-8-50>.
- SABA M, HAELEWATERS D, PFISTER DH, KHALID AN (2020) – New species of *Pseudosperma* (*Agaricales*, *Inocybaceae*) from Pakistan revealed by morphology and multi-locus phylogenetic reconstruction. *MycKeys* **69**: 1–31.
- SACCARDO PA (1887) – *Sylloge fungorum*, Vol V. *Typis seminararii, Patavii*.
- SCHWÖBEL H, STANGL J (1982) – Zwei neue Rißpilz-Arten, gefunden im Stadtgebiet von Karlsruhe. *Carolinae* **40**: 9–14.
- STADLER M, LAMBERT C, WIBBERG D, KALINOWSKI J, COX RJ, KOLAŘÍK M, KUHNERT E (2020) – Intragenomic polymorphisms in the ITS region of high-quality genomes of the Hypoxylaceae (*Xylariales*, *Ascomycota*). *Mycological Progress* **19**(3): 235–245. <https://doi.org/10.1007/s11557-019-01552-9>.
- STANGL J (1974) – Über einige Rißpilze Südbayerns II. *Zeitschrift für Pilzkunde* **39**(3/4): 191–202.
- STANGL J (1983) – *Inocybe nitidiuscula* (Britz.) Sacc., gültiger Name für *Inocybe friesii* Heim. *International Journal of Mycology and Lichenology* **1**(2): 161–168.
- STANGL J (1989) – Die Gattung *Inocybe* in Bayern. *Hoppea* **46**: 5–388.
- STANGL J, VESELSKÝ J (1973) – Zweiter Beitrag zur Kenntnis der selteneren *Inocybe*-Arten. *Česká Mykologie* **27**(1): 11–25.
- STANGL J, WINTERHOFF W, SCHWÖBEL H (1980) – *Inocybe albovelutipes* spec. nov., ein auffälliger Rißpilz des Kiefernwaldes. *Zeitschrift für Mykologie* **46**(2): 165–168.
- STUNTZ DE (1947) – Studies in the genus *Inocybe*. I. New and noteworthy species from Washington. *Mycologia* **39**(1): 21–55.
- STUNTZ DE (1954) – Studies on the genus *Inocybe*. II. New and noteworthy species from Michigan. *Papers of the Michigan Academy of Sciences* **39**: 53–84.
- TAN YP, Bishop-Hurley SL, Shivas RG et al. (2022) – Fungal Planet description sheets: 1436–1477. *Persoonia* **49**: 261–350.
- YAN Y-Y, ZHANG Y-Z, VAURAS J, ZHAO L-N, FAN Y-G, LI H-J, XU F (2022) – *Pseudosperma arenarium* (*Inocybaceae*), a new poisonous species from Eurasia, based on morphological, ecological, molecular and biochemical evidence. *MycKeys* **92**: 79–93.
- ZHAO L-N, YU W-J, DENG L-S, HU J-H, GE Y-P, ZENG N-K, FAN Y-G (2022) – Phylogenetic analyses, morphological studies, and muscarine detection reveal two new toxic *Pseudosperma* (*Inocybaceae*, *Agaricales*) species from tropical China. *Mycological Progress* **21**(9): 75 (17 pages).